

# PRODUCTIVIDAD Y COMPETITIVIDAD

## FRUTICOLA ANDINA

**Producto 7: Informe técnico sobre prácticas agronómicas sostenibles para el control plagas y enfermedades en cultivos frutícolas, por zona.**

William Viera

L. Joana Rodríguez

2021





Códigos JEL: Q16

FONTAGRO (Fondo Regional de Tecnología Agropecuaria) es un programa de cooperación administrado por el Banco Interamericano de Desarrollo (BID), pero con su propia membresía, estructura de gobernabilidad y activos. Las opiniones expresadas en esta publicación son de los autores y no necesariamente reflejan el punto de vista del Banco Interamericano de Desarrollo, FONTAGRO, de sus Directorios Ejecutivos ni de los países que representan.

El presente documento ha sido preparado por [agregar los nombres de los participantes directos de la publicación]

Copyright © 2021 Banco Interamericano de Desarrollo. Esta obra se encuentra sujeta a una licencia Creative Commons IGO 3.0 Reconocimiento-NoComercial-SinObrasDerivadas (CC-IGO 3.0 BY-NC-ND) (<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/3.0/igo/legalcode>) y puede ser reproducida para cualquier uso no comercial otorgando el reconocimiento respectivo al BID. No se permiten obras derivadas. Cualquier disputa relacionada con el uso de las obras del BID que no pueda resolverse amistosamente se someterá a arbitraje de conformidad con las reglas de la CNUDMI (UNCITRAL). El uso del nombre del BID para cualquier fin distinto al reconocimiento respectivo y el uso del logotipo del BID no están autorizados por esta licencia CC-IGO y requieren de un acuerdo de licencia adicional. Note que el enlace URL incluye términos y condiciones adicionales de esta licencia.

Esta publicación puede solicitarse a:

**FONTAGRO**

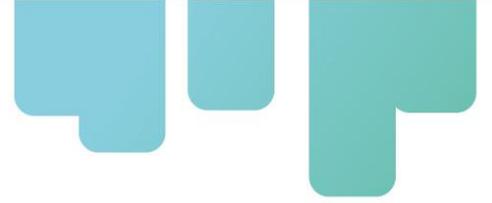
Correo electrónico: [fontagro@fontagro.org](mailto:fontagro@fontagro.org)

[www.fontagro.org](http://www.fontagro.org)



# Tabla de Contenidos

|  |           |
|--|-----------|
| <b>Abstract / Resumen .....</b>  | <b>4</b>  |
| <b>Introducción .....</b>  | <b>5</b>  |
| <b>Objetivos .....</b>   | <b>7</b>  |
| <b>Metodología .....</b>   | <b>8</b>  |
| <b>REPORTE DE LAS PRACTICAS AGRONÓMICAS TRADICIONALES Y SOSTENIBLES REALIZADAS<br/>    PARA LA BUENA SALUD DEL AGUACATE, CÍTRICOS Y PASIFLORAS .....</b> | <b>8</b>  |
| <b>EXPERIMENTACIÓN: USO DE MICROORGANISMOS PARA LA BUENA SALUD DE LAS PLANTAS<br/>    DE AGUACATE Y GRANADILLA .....</b>                                 | <b>8</b>  |
| <b>DEGRADACIÓN DE MOLÉCULAS EN AGROQUÍMICOS APLICADOS A PLANTAS FRUTICOLAS .</b>   | <b>12</b> |
| <b>Resultados.....</b>   | <b>13</b> |
| <b>REPORTE DE LAS PRACTICAS AGRONÓMICAS TRADICIONALES Y SOSTENIBLES REALIZADAS<br/>    PARA LA BUENA SALUD DEL AGUACATE, CÍTRICOS Y PASIFLORAS .....</b> | <b>13</b> |
| <b>AGUACATE .....</b>  | <b>13</b> |
| <b>CÍTRICOS .....</b>  | <b>17</b> |
| <b>PASIFLORAS .....</b>  | <b>24</b> |
| <b>EXPERIMENTACIÓN: USO DE MICROORGANISMOS PARA LA BUENA SALUD DE LAS PLANTAS<br/>    DE AGUACATE Y GRANADILLA .....</b>                                 | <b>27</b> |
| <b>DEGRADACIÓN DE MOLÉCULAS EN AGROQUÍMICOS APLICADOS A PLANTAS FRUTÍCOLAS .</b>   | <b>29</b> |
| <b>Discusión .....</b>   | <b>30</b> |
| <b>Conclusiones.....</b>   | <b>33</b> |
| <b>Referencias Bibliográficas .....</b>  | <b>34</b> |
| <b>ANEXOS .....</b>  | <b>38</b> |
| <b>Instituciones participantes .....</b>   | <b>41</b> |



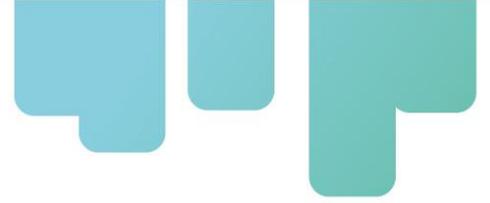
## Abstract / Resumen

This report presents the application of traditional and sustainable agricultural practices on avocado, citrus and passion flowers, in order to improve production, reduce the use of agrochemicals and control pests and diseases in crops. Sustainable agriculture is an alternative with great potential, since increasing the absorption of nutrients and preventing the attack of pathogenic organisms results in healthy plants that reach optimal development. Some of the benefits that these practices bring are i) the nurseryman can increase his profitability by having more production cycles in his facilities, reducing the contribution of fertilizers, which implies less use of chemical products and ii) the producer will obtain more vigorous plants with previous inoculation of consortiums of beneficial microorganisms.

Key Words: pests, diseases, fruit crops, microorganisms, agrochemicals.

En este informe se presenta la aplicación de prácticas de agricultura tradicionales y sostenibles sobre aguacate, cítricos y pasifloras, con el fin de mejorar la producción, reducir el uso de agroquímicos y controlar plagas y enfermedades en los cultivos. La agricultura sostenible es una alternativa de gran potencial, puesto que el incremento de la absorción de nutrientes y la prevención del ataque de organismos patógenos trae como resultados plantas sanas que alcanzan el desarrollo óptimo. Algunos de los beneficios que traen estas prácticas son i) el viverista puede incrementar su rentabilidad al tener más ciclos productivos en sus instalaciones, reducir el aporte de fertilizantes, lo que implica un menor uso de productos químicos y ii) el productor obtendrá plantas más vigorosas con inoculación previa de consorcios de microorganismos benéficos.

Palabras Clave: plagas, enfermedades, cultivos frutícolas, microorganismos, agroquímicos.

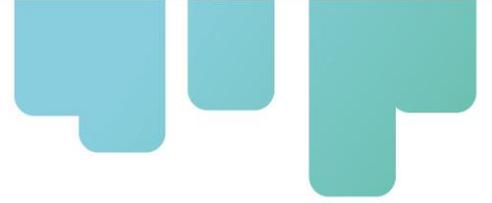


## Introducción

Los cultivos de aguacate y granadilla requieren un período de crecimiento en vivero previo al trasplante a campo abierto, siendo esta fase determinante en la calidad de plantas que serán entregadas al productor (Sotomayor et al. 2019a). La necesidad de obtener plántulas de buena calidad y reducir el uso de productos agroquímicos como fertilizantes y plaguicidas por su toxicidad y elevados costos, ha promovido la investigación, desarrollo y uso de microorganismos benéficos en la agricultura (Alvarado 2017).

Estudios previos en varias especies de interés comercial determinaron que la aplicación de microorganismos puede mejorar el porcentaje de sobrevivencia y calidad de plantas, aportándoles mayor vigor (peso de raíz y calibre de tallo), lo que mejora la tasa de crecimiento, y además se puede reducir el rubro de fertilización (Salamanca y Cano 2005; Camargo y Ávila 2014; Sotomayor et al. 2019b). Ciertas especies de *Trichoderma* influyen favorablemente en la solubilización de minerales en el suelo y por lo tanto su posterior absorción, llegando a mejorar el uso del nitrógeno y la eficiencia fotosintética, lo que deviene en plantas de mayor vigor tanto a nivel radicular como en follaje. Además, la capacidad de este hongo de generar bioenergía y cambiar favorablemente su entorno, resulta en el incremento de la tolerancia al estrés tanto de situaciones desfavorables a nivel de suelo como efectos adversos debidos al cambio climático (Camargo y Ávila 2014; Kashyap et al. 2017). Adicionalmente, el *Trichoderma* spp. es considerado un agente de control biológico de gran potencial, debido a su capacidad de generar antagonismo y control de agentes patogénicos ya sean estos hongos o nemátodos, mediante mecanismos de competencia por espacio y nutrientes, antibiosis, micoparasitismo directo y, además por la activación de defensas a través del gatillamiento y regulación de los ácidos salicílico y jasmónico en raíces (Howel 2003; Martínez et al., 2013; Ruano-Rosa et al. 2017).

Los microorganismos del género *Bacillus* actúan principalmente como agentes de biocontrol, pero también ayudan a la solubilización de fósforo, fijación biológica de nitrógeno y a la degradación de material vegetal y animal (Corrales et al., 2017). El *Bacillus thuringiensis* se utiliza principalmente para el control de insectos plaga, también se utiliza como nematicida y en biorremediación (Sauka, 2017). El *Bacillus subtilis* produce los metabolitos surfactina, fengicina e iturina A, B y C que suprimen algunos patógenos como *Fusarium*, *Pythium*, *Phytophthora*, *Rhizoctonia*, *Sclerotinia*, *Septoria*, y *Verticillium* (Ariza y Sánchez, 2012). El *Bacillus megaterium* y *Bacillus licheniformis* son promotores de crecimiento vegetal y se usan en biocontrol de ciertos patógenos de las plantas, además el *Bacillus megaterium* es utilizado en el sector industrial debido a su capacidad para aprovechar diferentes fuentes de carbono (Goswami et al., 2018; Tejera et al., 2011). Varias especies de *Penicillium* son utilizadas para control biológico como P.



*purpurogenum*, *P. frequentans* y *P. oxalicum* y para promover el crecimiento vegetal como *P. simplicissimum* (Vázquez, 2013). *Beauveria bassiana* es usado para el control de insectos plaga principalmente de las familias Coleóptera y Lepidóptera (Carballo, 2004). *Streptomyces* spp. es un actinomiceto endofítico que actúa como biocontrolador debido a la producción de enzimas como quitinasa. El *Paecilomyces lilacinus* y el *Pochonia chlamydosporia* son hongos nematófagos, se ha comprobado su efectividad contra *Meloidogyne* spp., (Romero, 2004; Arévalo et al., 2012). Los microorganismos *Saccharomyces cerevisiae* y *Aspergillus orizae* se utilizan en bioinsumos como fermentadores de materia orgánica (Córdova, 2015).

Por otra parte, las micorrizas son útiles cuando se asocian simbióticamente a las raíces de una planta hospedera, ya que es la única forma en que obtendrán energía y compuestos orgánicos producto de la fotosíntesis vegetal (Winkelmann 2017). Las micorrizas cambian favorablemente el sistema radicular de la planta hospedera, ya que al colonizar raíces generan una extensa y compleja red de hifas llamadas arbusculos, lo que resulta en incrementos del volumen del sistema radicular y por ende la rizosfera explorada, dando como consecuencia un aumento de absorción y transporte de agua y nutrientes (Hamel y Plenchete 2007; Viera et al. 2017). La asociación entre raíces y micorrizas (vesículo arbusculares) es común en el aguacatero (ausencia o escasos pelos radiculares), por lo que se ha evaluado la inoculación de *Glomus* spp. En sustrato de plantas en vivero, reportándose evidente colonización de raíces, incrementos en el desarrollo vegetativo, de peso seco y estatus nutricional del tejido, especialmente en el contenido de fosforo (Chanderbali et al. 2015; Viera et al. 2017).

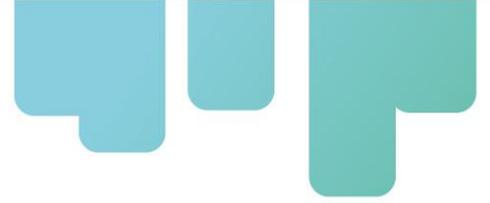
En este documento se presenta un reporte sobre las prácticas agronómicas tradicionales y sostenibles y un estudio sobre el uso de un consorcio de microorganismos. Se muestran, además, algunos de los resultados asociados al uso de productos con menor toxicidad para degradar diferentes moléculas en agroquímicos que han sido usados en plantas de aguacate y en cítricos. Por último, se presenta una revisión sobre el uso de microorganismos como biocontroladores en cultivos de cítricos.



## Objetivos

Reportar las practicas agronómicas tradicionales y sostenibles del cultivo de aguacate, pasifloras y cítricos.

Identificar prácticas de manejo agronómico que promuevan mecanismos de regulación biológica para la prevención de plagas y enfermedades en los cultivos frutícolas de interés en el proyecto frutales andinos.



## Metodología

### REPORTE DE LAS PRACTICAS AGRONÓMICAS TRADICIONALES Y SOSTENIBLES REALIZADAS PARA LA BUENA SALUD DEL AGUACATE, CÍTRICOS Y PASIFLORAS

Se reportaron las prácticas tradicionales y sostenibles. En base a las publicaciones realizadas de entidades reconocidas y oficiales de cada país para la prevención de plagas y enfermedades de aguacate, cítricos y pasifloras.

### EXPERIMENTACIÓN: USO DE MICROORGANISMOS PARA LA BUENA SALUD DE LAS PLANTAS DE AGUACATE Y GRANADILLA

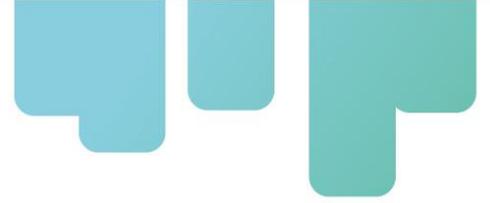
Se realizaron ensayos implementando diferentes prácticas agronómicas con procedimientos tradicionales (uso de agroquímicos) y con el uso de bio-insumos, con el objeto de determinar las mejores prácticas. La investigación se hizo en los viveros de la Granja Experimental Tumbaco (Ecuador) utilizando 220 plantas de aguacate y 220 plantas de granadilla. Dentro del estudio se evaluaron diferentes microorganismos categorizados en los siguientes tratamientos:

- T1: Consorcio 1 (Trichoeb + Fungifert Micorriza)
- T2: Consorcio 2 (ReviB)
- T3: Consorcio 3 (ReFuerza)
- T4: Testigo (sin microorganismos)

Para la evaluación del ensayo se midieron las variables descritas en la Tabla 1.

**Tabla 1. Variables registradas en plantas de aguacate y granadilla**

| <i>Variable</i>                 | <i>Tiempo en Aguacate</i> | <i>Tiempo en Granadilla</i>    | <i>Descripción</i>  |
|---------------------------------|---------------------------|--------------------------------|---|
| Diámetro del tallo (mm)         | 80 dds y durante 3 meses  | 80 dds y mensual hasta 125 dds | Se midió con un calibrador digital a 10 cm desde la base del tallo. |
| Altura de planta (cm)           | 80 dds y durante 3 meses  | 80 dds y mensual hasta 125 dds | Se midió con un metro desde la base del tallo.                      |
| Área Foliar (cm <sup>2</sup> ): | 80 dds y durante 3 meses  | 80 dds y mensual hasta 125 dds | Se determinó con el medidor láser portátil de Área Foliar CI-202.   |
| Medidor de clorofila (SPAD):    | 80 dds y durante 3 meses  | 80 dds y mensual hasta 125 dds | Se empleó un medidor de grados SPAD Minolta.                        |



|                         |         |         |   |
|-------------------------|---------|---------|---|
| Peso fresco (g):        | 170 dds | 125 dds | Se utilizaron 3 plantas por tratamiento, con el uso de una balanza digital se registró el peso fresco de raíz y del área foliar (tallo y hojas).  |
| Peso seco (g):          | 170 dds | 125 dds | Se utilizaron 3 plantas por tratamiento, estas se colocaron en la estufa a 70°C por 72 horas y se registró el peso seco de la raíz y del área foliar (tallo y hojas) utilizando una balanza digital.                                |
| Análisis de nutrientes. | 170 dds | 125 dds | Se tomaron muestras secas (área radicular y foliar) de 3 plantas por tratamiento y se enviaron al Laboratorio de Suelos para determinación de la concentración de macro y micronutrientes (N, P, K, Ca, Mg, Fe, Mn, Cu, Zn, B y S). |

dds: días después de siembra

### ***Preparación de la semilla***

La extracción de la semilla de aguacate se realizó cuando el fruto estaba en estado de madurez comercial. La semilla se lavó con agua potable y se secó a 24 °C por 30 minutos. Se seleccionaron las semillas que cumplían con los estándares de calidad (ninguna afección física como ataque de insectos perforadores o pudriciones del endocarpio o endosperma). Se retiró la tiesta que recubre la semilla y se realizó un corte transversal en el ápice, para promover su germinación. Las semillas se colocaron en una solución de Carboxim + Thiram (Vitavax) al 1% y Cipermetrina (1%) por 30 minutos.

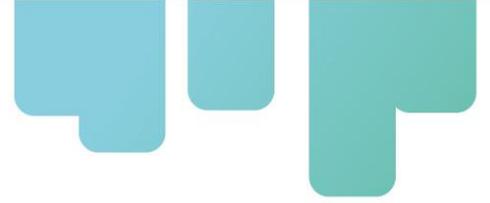
Las semillas de granadilla se extrajeron de frutos en madurez de consumo. Después se lavaron con agua potable y se colocaron en una solución de Carboxim + Thiram (Vitavax) al 0,1% y Cipermetrina (0,1%) previo a la siembra.

### ***Preparación del sustrato***

Para esto se utilizó tierra negra y pomina en una proporción de 2:1, el cual fue colocado en fundas plásticas con capacidad de 2.2 kg (9 x 14 pulgadas con un calibre de 3mm), con orificios para facilitar el drenaje del agua.

### ***Desinfección del sustrato***

Se realizó desinfección química en las fundas de sustrato empleadas para el ensayo, para esto se utilizó Metalaxyl + Mancozeb en una dosis de 2.5 g/l + Hymexazol 2 ml/l. Se aplicó 1 l de la solución



por funda. Por otra parte, se realizó una desinfección con vapor al sustrato a ser colocado en el semillero de granadilla.

### ***Semillero de granadilla***

Las semillas de granadilla previamente desinfectadas se sembraron en una cama establecida, se realizó un riego y se cubrieron con un sarán para promover la germinación.

### ***Siembra y trasplante***

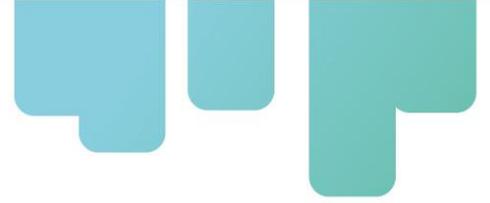
Las semillas de aguacate previamente desinfectadas se sembraron superficialmente en las fundas con el ápice hacia arriba, mientras que las plántulas de granadilla se trasplantaron en las fundas plásticas 9 x 14 pulgadas, cuando presentaron 3 hojas verdaderas. Se etiquetaron para identificar todos los tratamientos del ensayo.

### ***Inoculación de microorganismos***

La aplicación de microorganismos en función de la dosis y la frecuencia se detalla en la Tabla 2.

**Tabla 2. Productos comerciales de consorcios microbianos utilizados en el ensayo**

| <b>Nombre comercial</b>        | <b>Composición</b>  | <b>Dosis</b>                     | <b>Frecuencia aplicación</b>            |
|--------------------------------|---|----------------------------------|---|
| <b>Trichoeb®<br/>5WP</b>       | <i>Trichoderma</i> spp. $1 \times 10^9$ , UFC g <sup>-1</sup>   | 0.18 g planta <sup>-1</sup><br>1 | 90, 120, 150 días después de la siembra |
| <b>Fungifert<br/>Micorriza</b> | Endomicorrizas vesículo abusculares del género <i>Glomus</i> , <i>Acaulospora</i> y <i>Entrophospora</i> . 120 propágulos g <sup>-1</sup> ,   | 20 g planta <sup>-1</sup>        | 70, 100 días después de la siembra      |
| <b>ReviB</b>                   | Concentrado (no menor a $10^9$ UFC g <sup>-1</sup> ) 5%<br>- <i>Bacillus thuringiensis</i><br>- <i>B. subtilis</i><br>- <i>B. megaterium</i><br>- <i>B.licheniformis</i><br>- <i>Trichoderma harzianum</i><br>- <i>T. viridae</i><br>- <i>Pseudomonas fluorescens</i><br>- <i>Penicillium</i> sp.<br>- <i>Aspergillus orizae</i><br>- <i>Beauveria bassiana</i> | 0.4 g planta <sup>-1</sup>       | 90, 120, 150 días después de la siembra |



---

|                 |   |     |                            |   |
|-----------------|---|-----|----------------------------|---|
|                 | - <i>Saccharomyces cerevisiae</i>                                       |     |                            |   |
|                 | - <i>Paecilomyces lilacinus</i>   |     |                            |   |
|                 | Vermicomposta   | 25% |                            |   |
|                 | Carbonato de calcio   | 25% |                            |   |
|                 | Humato de potasio   | 25% |                            |   |
|                 | Extracto de algas marinas   | 15% |                            |   |
|                 | Aminoácidos   | 5%  |                            |   |
| <b>ReFuerza</b> | Concentrado de microorganismos  | 3%  | 0.4 g planta <sup>-1</sup> | 90, 120, 150 días después de la siembra |
|                 | - <i>Paecilomyces lilacinus</i> 1x10 <sup>11</sup> UFC g <sup>-1</sup>  |     |                            |   |
|                 | - <i>Beauveria bassiana</i> 1x10 <sup>9</sup> , UFC g <sup>-1</sup>     |     |                            |   |
|                 | - <i>Bacillus licheniformis</i> 1x10 <sup>9</sup> UFC g <sup>-1</sup>   |     |                            |   |
|                 | - <i>Streptomyces</i> spp 1x10 <sup>8</sup> UFC g <sup>-1</sup>         |     |                            |   |
|                 | - <i>Saccharomyces cerevisiae</i> 1x10 <sup>7</sup> UFC g <sup>-1</sup> |     |                            |   |
|                 | - <i>Pochonia chlamydospora</i> 1x10 <sup>8</sup> UFC g <sup>-1</sup>   |     |                            |   |
|                 | Carbonato de calcio   | 57% |                            |   |
|                 | Ácidos húmicos  | 20% |                            |   |
|                 | Extracto de algas marinas   | 10% |                            |   |
|                 | Aminoácidos   | 10% |                            |   |

---

g planta-1: gramos por planta

### **Fertilización**

Se dio una fertirrigación 3 días a la semana en base a la solución nutritiva Hoagland, utilizando los fertilizantes: nitrato de calcio, nitrato de amonio, nitrato de potasio, fosfato monopotásico, sulfato de magnesio y oligoelementos (Fe, Mn, Cu, Zn, Mo y B) contenidos en el producto Tradecorp A-Z.

Adicionalmente, se aplicó fertilizante foliar Bayfolan (N 7%; P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> 45%; K<sub>2</sub>O 5%; boro (B) 0.10%; activadores metabólicos 3%; y algas 10%), a una dosis de 3 mL por litro cada 15 días.

### **Manejo agronómico del experimento**

La frecuencia de riego mediante sistema de riego por goteo auto compensado con un caudal de 1 L h<sup>-1</sup> por cada gotero. Se realizaron 3 riegos semanales de 8 minutos cada uno.

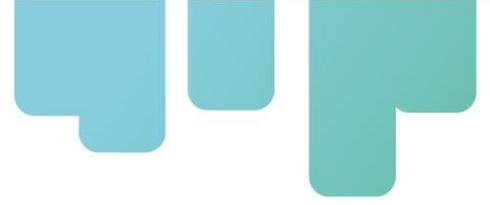
### **Controles fitosanitarios**

Se realizaron controles culturales a base de un control manual de malezas y trampas cromáticas amarillas, untadas con pegamento Biotac para monitoreo y control de insectos plaga como mosca blanca. Para el control de babosas, se utilizó el molusquicida Metaldehído 60 GB (Molux).



## **DEGRADACIÓN DE MOLÉCULAS EN AGROQUÍMICOS APLICADOS A PLANTAS FRUTICOLAS**

Se realizó un estudio sobre los períodos de carencia para alcanzar la degradación de algunas moléculas presentes en agroquímicos. Para esto se emplearon productos químicos de menor toxicología y se adicionaron a cultivos de aguacate y de cítricos.



## Resultados

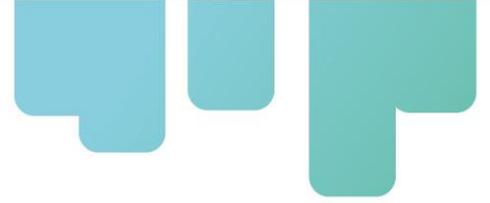
### REPORTE DE LAS PRACTICAS AGRONÓMICAS TRADICIONALES Y SOSTENIBLES REALIZADAS PARA LA BUENA SALUD DEL AGUACATE, CÍTRICOS Y PASIFLORAS

#### AGUACATE

En la tabla 3 se observa un compendio de las plagas y enfermedades más comunes reportadas, algunas de ellas comunes a Colombia Ecuador y Perú. De acuerdo con la tabla 1 las plagas que significativamente afectan el cultivo de aguacate son el gusano enrollador (*Amorbia emigratella* Busck) y el barrenador del fruto (*Stenomoma catenifer*) y las enfermedades de mayor impacto son tristeza (*Phytophthora cinnamomi* Rands), antracnosis (*Colletotrichum gloeosporoides* Penz), cercosporiosis (*Cercospora perseae*) y roña (*Sphaceloma perseae* Yenck). En general las causas principales de estas plagas y enfermedades son debido a la falta de control cultural, estrés hídrico o el exceso de humedad e insuficiente luz a las plantas.

**Tabla 3 Reporte de plagas y enfermedades del Aguacate**

| País                                 | Plagas   | Enfermedades   |
|--------------------------------------|--|--|
| Colombia                             | -Barrenador de la semilla ( <i>Heilipus lauri</i> )              | -Pudrición de raíces ( <i>Phytophthora cinnamomi</i> var. <i>cinnamomi</i> , <i>P. citricola</i> y <i>P. heveae</i> )                |
|                                      | -Polilla de la semilla ( <i>Stenomoma catenifer</i> )            | -Marchitez ( <i>Verticillium</i> sp.)  |
|                                      | -Chinche ( <i>Monaloniom velezangeli</i> )                       | -Afecciones ( <i>Armillaria mellea</i> y <i>Rosellinia</i> sp.)  |
|                                      | -Cucarrones marceños ( <i>Astaena</i> aff.)                      | -Roña ( <i>Sphaceloma perseae</i> ),   |
|                                      | -Grajos o chinches ( <i>Antiteuchus tripterus</i> (F.))          | -Muerte descendente de ramas, los brotes y la pudrición de injertos ( <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> y <i>L. theobromae</i> ) |
|                                      | -Bichos candela ( <i>Frankliniella gardeniae</i> )               | -Pudrición de raíces ( <i>Calonectria</i> sp. e <i>Ilyonectria destructans</i> )   |
|                                      | -Cochinillas harinosas ( <i>Ferrisia kondoi</i> Kaydan & Gullan) | -Secamiento de ramas ( <i>Pestalotia</i> sp.)  |
|                                      | -Ácaros ( <i>Acarina: Tetranychidae</i> )                        | -Mancha foliar ( <i>Helminthosporium</i> sp.)  |
|                                      | -Áfidos ( <i>Myzus persicae</i> )                                | -Mancha de asfalto ( <i>Phyllachora</i> )  |
|                                      | -Mosca blanca ( <i>Paraleyrodes</i> sp. pos. <i>Bondari</i> )    | -Mancha algácea ( <i>Cephaleuros virescens.</i> )  |
|                                      | -Gusano canasta ( <i>Oiketicus kirbyi</i> )                      | -Fumaginas ( <i>Capnodium</i> sp.,)  |
|                                      | -Insecto pega-pega ( <i>Platynota</i> spp.)                      | -Daños ocasionados por ( <i>Fusarium</i> sp. y <i>Rhizoctonia</i> sp.), y por los nematodos  |
|                                      | -Vaquitas del follaje ( <i>Compsus</i> sp.)                      |  |
| -Hormiga arriera ( <i>Atta</i> spp.) |  |  |



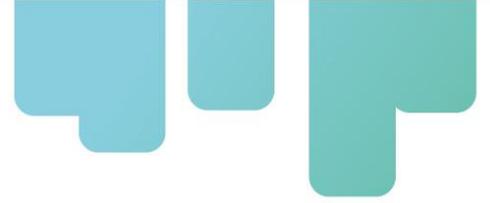
|                |  |  |
|----------------|--|--|
|                |  | ( <i>Helicotylenchus sp.</i> , <i>Rotylenchulus sp.</i> y <i>Pratylenchus sp.</i> ) detectados en viveros y almácigos.<br>- <b>Daños en frutos en poscosecha</b> ( <i>Rhizopus stolonifer</i> , <i>Lasiodiplodia theobromae</i> (o <i>Botryodiplodia theobromae</i> ) y <i>Dothiorella sp.</i> )   |
| <b>Ecuador</b> | - <b>Gusano enrollador</b> ( <i>Amorbia emigratella</i> Busck)<br>- <b>Barrenador del fruto</b> ( <i>Stenomacatanifer</i> / <i>Pantomorus sp.</i> )<br>- <b>Ácaros:</b> Araña roja ( <i>Paratetranychus yothersi</i> )<br>- <b>Gusano del cesto</b> ( <i>Oiketicus sp.</i> ) | - <b>Tristeza</b> ( <i>Phytophthora cinnamomi</i> Rands);<br>- <b>Roña</b> ( <i>Sphaceloma perseae</i> Yenck).<br>- <b>Antracnosis</b> ( <i>Colletotrichum gloeosporoides</i> Penz);<br>- <b>Cercosporiosis</b> ( <i>Cercospora perseae</i> )<br>- <b>Verticilosis</b> ( <i>verticillium sp.</i> )   |
| <b>Perú</b>    | - <b>Mosca blanca</b><br>- <b>Bicho del cesto</b><br>- <b>Chinche del palto</b><br>- <b>Arañita marrón</b><br>- <b>Arañita roja</b><br>- <b>Queresas</b> ( <i>Heliothrips haemorrhoidalis</i> )  | - <b>Mancha de hollín</b> ( <i>Zigophiala</i> y <i>Leptothyrium</i> )<br>- <b>Tristeza del palto</b> ( <i>phytophthora cinnamomi</i> , <i>phytopythim spp</i> , <i>Pythim spp</i> )<br>- <b>Muerte regresiva</b> ( <i>lasiodiplodia theobromae</i> )<br>- <b>Sarna</b> ( <i>Sphaceloma perseae</i> )<br>- <b>Machas foliares</b> ( <i>Colletotrichum</i> y <i>Cladosporium</i> )<br>(Villantory Palomino & Valencia Legua, 2020)<br>- <b>Brazo negro</b> ( <i>Lasiodiplodia theobromae</i> ) |

Fuente: (Quispe, 2015)

Para la prevención se recomienda comprar plantas en viveros confiables, plantar en suelos no contaminados y con buen drenaje, y la buena planeación del control cultural. Algunas de las prácticas de control químico se observan en la tabla 4. La selección, aplicación y eficacia de moléculas de síntesis química deben ser supervisadas por un ingeniero agrónomo (Carabalí Muñoz et al., 2019). En Colombia se recomiendan aquellas con registro ICA (Instituto Colombiano Agropecuario) y usadas en casos de una población persistente en veranos prolongados.

**Tabla 4 Control químico de plagas y enfermedades del Aguacate**

| Control de plagas                                      | Control de enfermedades                                       |
|--|---|
| <u>Insecticidas</u><br>Diazinon o dimetoato<br>Azufre, | <u>Funguicidas</u><br>Fosetil aluminio<br>Oxicloruro de cobre |



---

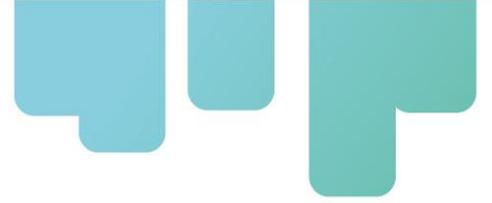
|   |  |
|---|--|
| Tetradifón                                    | A base de <i>Benomil</i> o <i>Thiabendazol</i> .   |
| Malathión                                     | A base de benomil o de metil tiofanato             |
| Aceite mineral o aceite parafinico            | A base de clorotalonil,                            |
| Spirotetramat                                 | Difenoconazol                                      |
| Imidacloprid                                  | Benomil,   |
| Metomil                                       | Hidróxido cúprico,                                 |
| Thiamethoxam + lambda-cyhalothrin             | Benomil, ciproconazol, flusilazol o                |
| Sirotetramat                                  | carbendazim o Trifloxystrobin + tebuconazole       |
| Amactin benzoate                              | Hipoclorito de calcio y carboxin y captan          |
| Dimetoato,                                    | <u>insecticidas</u> a base de diazinon, thiociclam |
| Imidacloprid,                                 | Hidrogenoxalato, imidacloprid o cipermetrina       |
| Azufre  | y clorpirifos.                                     |
| Poecilomyces fumaroseus                       | Polisulfuro de calcio.                             |
| Abamectina                                    | Benomil (1 g/L) o de metil tiofanato               |
| Spiromesifen                                  |  |
| Spirodiclofen                                 |  |
| Spirodiclofen, Cyexatín, Propargite,          |  |
| Abamectina y aceite agrícola vegetal azufre   |  |
| micronizado (Quispe, 2015)                    |  |
| Tiametoxan (Bernal Estrada & Díaz Díez,       |  |
| 2020)   |  |
| Piretroides y neonicotinoides (deltametrina,  |  |
| λ-cihalotrina, thiametoxam, imida- cloprid y  |  |
| la mezcla de thiametoxam+λ-cihalotrina)       |  |
| Dimetoato, malatión o imidacloprid            |  |
| Aceite agrícola como la citroemulsión o       |  |
| azufre en monosulfato + polisulfuro de calcio |  |
| (Prohortícola)                                |  |
| sulfato de nicotina o de malatión             |  |
| Productos con ingredientes activos: carbaryl, |  |
| acefato, foxim, clorpirifós, pirifos-metil y  |  |
| fipronil, entre otros.                        |  |

---

**Fuente:** (Carabalí Muñoz et al., 2019).

### **Prácticas agronómicas sostenibles**

Las practicas agronómicas sostenibles que comúnmente realizan los productores en Colombia están enfocadas en la prevención mediante el control cultural y al acompañamiento constante de un agrónomo. Los productores también realizan podas frecuentes y se usa un molch, cojitene o arvenses manuales para conservar la humedad y ayudar a las raíces en el proceso de absorción. En invierno mantener muy bajo el prado y destapado. Tener polinizadores (no fumigar con químicos en floración). mejoran la calidad de la fruta y puede incrementar hasta el doble de



producción y la calidad. Se liberan crisopas (Chrysopidae) 4 veces al año. Buscar focos de plagas y en algunos casos se maneja con bioprepadores, caldos minerales, bordelés y sulfocálcico y/o extractos vegetales y de ají (AsohofrucoIFNFH, 2021).

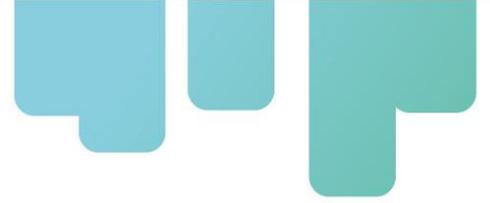
**Control cultural:** En caso de presentarse presión de la plaga, la solución más práctica y económica consiste en la poda e incineración de las hojas atacadas. Se recomienda identificar los frutos con daño, recolectarlos y enterrarlos y usar herramientas que estén previamente desinfectadas (Carabalí Muñoz et al., 2019). En caso de las hormigas (*Hymenoptera: Formicidae*), uno de los métodos culturales de manejo de las hormigas arrieras o cortadoras consiste en poner una barrera física o química o la combinación de ambas con el fin de impedir el daño (Perkins Ltda., 2013). El manejo del insecto pega-paga o candela *Platynota* spp., se recomienda recoger los paquetes cuando todavía están pequeños y quemarlos.

**Enemigos naturales:** En aguacate se ha detectado la acción de enemigos naturales como crisopas, nematodos, parasitoides, arañas, chinches reducidos y coccinélidos que consumen ninfas y adultos. Otros depredadores (p. ej., mariquitas y crisopas) y parasitoides (p. ej., pequeñas avispas) pueden suprimir las escamas. Las trampas de luz negra y el uso de feromonas son usados para combatir la polilla de la semilla de aguacate *Stenomoma catenifer*.

#### **Microorganismos:**

**Hongos:** para el control biológico se recomienda aplicar hongos entomopatógenos como estrategia para reducir la población de perforadores en estado larval. Uno de los hongos más recomendados son *Beauveria bassiana* (Bals.-Criv.) (Carabalí Muñoz et al., 2019) (Aguirre-Paleo et al., 2011) y *Metarhizium anisopliae* (Metchnikoff), los cuales atacan las larvas, las pupas y los adultos (Bernal Estrada & Díaz Díez, 2020). En algunos casos pueden ocasionar mortalidad en adultos del picudo de la semilla del aguacate cuando son aplicados al follaje y al suelo (Carabalí Muñoz et al., 2019). Para ácaros, trips y bichos candela puede causar una mortalidad del 58,3 y el 55,6 % (Bernal Estrada & Díaz Díez, 2020). En condiciones de campo, el *B. bassiana* cepa Bv 043 fue superior y causó una mortalidad del 62,5 % (Bernal Estrada & Díaz Díez, 2020).

Otros hongos recomendados son *Lecanicillium lilacinus* y *Paecilomyces fumosoroseus*, *Bacillus thuringiensis* para la mosca blanca (*Paraleyrodes* sp. pos. *bondari* (Hemiptera: Aleyrodidae)) en áreas de altas poblaciones que sobrepasen el umbral de 35%. El *Bacillus thuringiensis* se puede usar contra el insecto pega-paga o candela *Platynota* spp. (Lepidoptera: Tortricidae) (Bernal Estrada & Díaz Díez, 2020; Huaraca, Viteri, Sotomayor, Viera, & Jiménez, 2016) En Perú también recalcan la prevención de enfermedades como el brazo negro (*Lasiodiplodia theobromae*) mediante la desinfección de semilla y con pulverizaciones de la planta en forma preventiva dos veces al año (Quispe, 2015).



Los microorganismos endófitos se han convertido en una gran opción en el control de problemas relacionados con fitopatógenos. Se halló Haterumalide NA, un compuesto altamente inhibidor que no se había proyectado a escala industrial a pesar de su potencial y cuya acción en palma, soya y cacao ya se había reportado en la literatura científica. Otro hallazgo reportado fue la cepa *Serratia marcescens* arp demostró el mayor potencial para el control de enfermedades en el aguacate (Granada García, 2020).

## CÍTRICOS

En la tabla 5 se observa un resumen de las plagas y enfermedades más comunes reportadas en cada uno de los países. Las plagas de importancia económica en la zona de influencia del proyecto se destaca el minador de la hoja. Las principales enfermedades fungosas son: antracnosis (*Colletotrichum spp.*), gomosis (*Phytophthora spp.*) y fumagina (*Capnodium spp.*). La antracnosis tiene una amplia distribución nacional y afecta las flores y los frutos, provocando pérdidas considerables en la productividad y la rentabilidad. Las enfermedades sistémicas más limitantes en lima ácida Tahití son el virus de la tristeza de los cítricos (CTV) y el viroide de la exocortis de los cítricos (CEVd) (Murcia Riaño, 2020).

**Tabla 5 Reporte de plagas y enfermedades de los Cítricos**

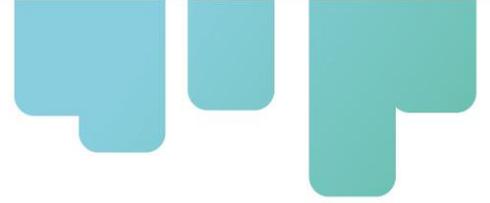
|                 | Plagas   | Enfermedades   |
|-----------------|--|--|
|                 | Escamas protegidas, principalmente el piojo blanco de los cítricos <i>Unaspis citri</i> (Comstock) (Hemiptera: <i>Diaspididae</i> ), <i>Praelongorthezia praelonga</i> (Douglas) (Hemiptera: <i>Ortheziidae</i> ) y la cochinilla harinosa de los cítricos <i>Planococcus citri</i> (Risso) (Hemiptera: <b>Pseudococcidae</b> ). | Fungosas<br>Antracnosis requiere prácticas culturales y preventivas como disminuir la humedad<br>Gomosis o podredumbre del tallo<br>fumagina la produce el hongo <i>Capnodium sp.</i> (Capnodiaceae)<br>fumagina la produce el hongo <i>Capnodium sp.</i> (Capnodiaceae) |
| <b>Colombia</b> | Las moscas blancas <i>Aleurocanthus woglumi</i> Ashby, <i>Aleurothrixus floccosus</i> (Maskell) y <i>Dialeurodes citri</i> (Ashmead) (Hemiptera: Aleyrodidae);   | Enfermedades bacterianas<br>El huanglongbing (HLB): asociado con la transmisión de la bacteria <i>Ca. Liberibacter asiaticus</i> (CLAs).<br>Enfermedades sistémicas Tristeza de los cítricos   |
|                 | El minador <i>Phyllocnistis citrella</i> Stainton (Lepidoptera: Gracillariidae), <i>Diaphorina citri</i> Kuwayama (Hemiptera: Liviidae),   | Exocortis<br>Wood pocket<br>(Murcia Riaño, 2020)   |



---

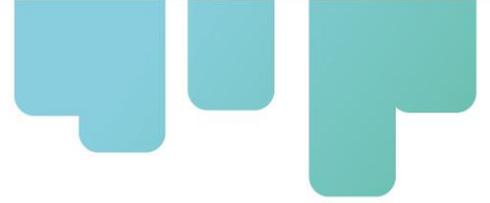
|                |   |   |
|----------------|---|---|
|                | <p>Especies del picudo de los cítricos, del género <i>Compsus Schoenherr</i> (Coleoptera: Curculionidae: Entiminae) (León, 2005; León &amp; Kondo, 2017; O'Brien &amp; Peña, 2012).</p> <p>Picudo de los cítricos <i>Compsus viridivittatus</i> Guérin-Méneville (Murcia Riaño, 2020).</p> <p>Pulgones<br/>Mosca blanca<br/>Trips<br/>Picudos<br/>Comedores de follaje: gusanos perrito <i>Papilio anchisiades</i> Esper, <i>P. thoas Linnaeus</i> (Lepidoptera: Papilionidae)<br/>cucarroncitos del follaje: <i>Epitrix</i> sp., <i>Cerotoma</i> sp. y <i>Diabrotica</i> spp. (Coleoptera: Chrysomelidae)<br/>Minador de los cítricos<br/>hormigas<br/>termitas<br/>Tarsonemidae, Tetranychidae, Eriophyidae y Tenui- palpidae<br/>insectos escama asociados a los cítricos, con énfasis en <i>Praelongorthezia praelonga</i> (Douglas) (Hemiptera: Coccoidea: Ortheziidae)<br/>(Restrepo Salazar et al., 2012)</p> <p>Minador: <i>Phyllocnistis Citrella</i> (Lepidoptera, Gracillariidae)<br/>Psílido de los cítricos, <i>Diaphorina citri</i> (Hemiptera: Sternorrhyncha: Psyllidae): Corpoica (2011) reportó la presencia del parasitoide <i>Tamarixia radiata</i> en capturas del psílido (ICA, 2012)</p> | <p>Gomosis de los cítricos, (<i>Phytophthora</i> spp.)<br/>Antracnosis de los cítricos (<i>Colletotrichum</i> spp.): • Aplicar de manera preventiva, fungicidas cúpricos y fungicidas benzimidazoles, de acuerdo con la orientación técnica de un ingeniero agrónomo</p> <p>Llagas radicales: hongos como n los hongos de los géneros <i>Rosellinia</i>, <i>Ceratocystis</i> y <i>Armillaria</i>: Aplicar al suelo microorganismos antagonistas tales como el complejo de hongos del género <i>Trichoderma</i>.</p> <p>Fumagina (ICA, 2012)</p> |
| <b>Ecuador</b> | <p>Minador de la hoja <i>Phyllocnistis citrella</i><br/>Mosca blanca <i>aleurothrixus floccosus</i><br/>Piojo blanco <i>Unaspis citri</i><br/>Pulgon negro <i>toxoptera aurantiae</i></p>   | <p>Mal de semillero causado por un complejo de hongos como <i>Rhizoctonia solani</i> Kuhn, <i>Pythium</i> sp., <i>Phytophthora</i> sp</p>   |

---



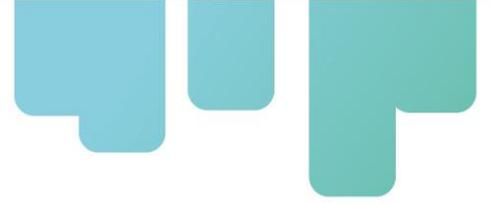
|             |  |   |
|-------------|--|---|
|             | <p>Mosca de la fruta <i>anastrepha</i> sp.<br/>         Ácaros en Manabí <i>Eutetranychus banksi</i><br/>         familia <i>Tetranychidae</i><br/>         Trips <i>frankliniella occidentalis</i><br/>         Hormigas cortadoras <i>Atta</i> sp.<br/>         Termitas <i>heterotermes</i> sp.<br/>         (Valerazo Concha, Valerazo Cely, Mendoza García, &amp; Álvarez Plúa, 2014)</p> | <p>Gomosis del tallo causada por el hongo <i>Phytophthora</i> sp<br/>         Gomosis de las ramas afectado por <b><i>fusarium oxysporum</i></b><br/>         Muerte regresiva es causada por el hongo <b><i>Fusarium oxysporum</i></b><br/>         Atracnosis hongo <b><i>collectotrichum gloesporoides</i></b><br/>         Fumagina <i>capnodium citri</i><br/>         Enfermeedades casusadas por virus<br/>         Tristeza<br/>         Psorosis<br/>         Causadas por algas u líquenes casiada por el alga <i>Cephaleuros virescens</i><br/>         (Valerazo Concha et al., 2014)</p> |
| <b>Perú</b> | <p>Mosca blanca, mosca negra:<br/>         Pulgones<br/>         Queresas y cochinillas harinosas:<br/>         Masticadores de Hoja:<br/>         Minadores de Hoja:<br/>         Mosca de la fruta:<br/>         (Ministerio-de-Agricultura-y-Riego, 2020)</p>   | <p>Gomosis (<i>Phytophthora citrophthora</i> y <i>P. parasitica</i>)<br/>         Antracnosis (<i>Collectotrichum gloesporioides</i>)<br/>         Fumagina,<br/>         Virus de la tristeza (CTV)<br/>         (Ministerio-de-Agricultura-y-Riego, 2020)</p>   |

**Control químico:** En la tabla 6 se reportan los productos más usados. Se recomiendan tres factores para este tipo de control: el producto (el cual debe ser específico para la plaga, el momento y el equipo de aplicación (Ministerio-de-Agricultura-y-Riego, 2020).



**Tabla 6 Control químico de plagas y enfermedades de los cítricos**

| Control de plagas  | Control de enfermedades   |
|--|---|
| <b>Colombia</b><br>Insecticidas, se encontró que la abamectina y el imidacloprid dimetoato y la deltametrina y el tiametoxan<br><br>Plaguicidas, incluyendo carbamatos, organofosfatos, organoclorados, neonicotinoides y piretroides<br><br>Arbamatos, ditiocarbamatos, organofosforados o piretroides<br><br>Acefato (1,5 g/planta), monocrotofos (2,5 g/planta), vamidotion (2,5 g/planta) y acetamiprid (2 g/planta)<br><br>Las trampas, bandas pegajosas (Murcia Riaño, 2020)<br><br>Insecticidas selectivos se pueden mencionar: abamectinas, pirimicarb y algunos sistémicos como dimetoato, tiometon y fosfamidon. (Restrepo Salazar et al., 2012)<br><br>Cebos tóxicos: sulfluramida (Mirex), el fipronil (Blitz) y el clorpi- rifo31 (Restrepo Salazar et al., 2012)<br><br>Fuente: (Murcia Riaño, 2020) | Atracnosis requiere prácticas culturales y preventivas como disminuir la humedad<br><br>Fungicidas a base de cobre.<br><br>D. citri son sulfoxaflor 240 g/l e imidacloprid + lambdacialotrina.    |
| <b>Ecuador</b><br>Chlorfuazurón, Lufenurón y Thiocyclam y de toxicidad baja Azadirachtina y B. thuringiensis.<br>También realizar aspersiones con sustancias como aceite de neem, aceite agrícola y detergentes  | funguicidas como captan o Benomil se hace una cirugía eliminando la corteza de tallo afectada o con fungicidas clorotalonil o cobre<br><br>con fungicidas sistémico como metalaxil y/o Fosetyl-A1 |



---

|   |  |
|---|--|
| las podas, aspersiones con aceite agrícola o insecticidas sistémico como Thiamethoxam | programa de fertilización con énfasis en potasio. Aspersiones con fungicidas a base de oxiclورو de cobre |
| insecticidas Thiamethoxam   |  |
| aspersiones de malathión  |  |
| productos a base de azufre, difocol –   | osxicloruro de cobre   |
| tetradifón  |  |
| Trips <i>frankliniella occidentalis</i> para su control se recomienda Thiamethoxam    |  |
| Hormigas cortadoras <i>Atta</i> sp.   |  |
| Termitas <i>heterotermes</i> sp. Insecticidas granulados                              |  |

---

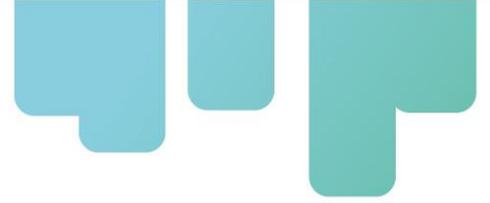
**Fuente:** (Valerazo Concha et al., 2014).

### Control sostenible

Un buen control biológico son los extractos vegetales como el neem (*Azadirachta indica*) (Murcia Riaño, 2020). Otra importante opción de control son las aspersiones con extractos vegetales a base de rotenona y sabadilla, presentes en raíces de leguminosas denominadas barbasco (géneros *Tephrosia* y *Lonchocarpus* sp.) y en la planta cebadilla (lirio, *Schoenocoulon officinale*), respectivamente (ICA, 2012). Los aceites y jabones agrícolas causan el menor impacto a la fauna benéfica, ya que tienen poca persistencia y solo se activan cuando están húmedos (Murcia Riaño, 2020), matan a todas las etapas de desarrollo de las escamas y suelen proporcionar un buen control. En el mercado colombiano se consiguen algunos productos de ese tipo como Biomel, Cosmoil, Neofat, solución cítrica, Triona y Vektor.

**Enemigos naturales:** Los insectos parasitoides juegan un papel importante en la regulación de las poblaciones de larvas comedoras de follaje al parasitar huevos y larvas de estas plagas. (Restrepo Salazar et al., 2012). Se han reportado varios enemigos naturales, como arañas, avispa (Polistes y Polibia Aphelinidae y Encyrtidae), crisopas y parasitoides, coccinélidos o mariquitas y pulgones parasitados (*Lysiphlebus testaceipes* (Cresson) (Hymenoptera: Braconidae)) (Murcia Riaño, 2020; Restrepo Salazar et al., 2012).

- Hyperaspidae (Co- leoptera: Coccinellidae); *Ambracius dufouri* y *Proba vittiscutis* (Hemiptera: Miridae); *Chrysopa* sp. (Neuroptera: Chrysopidae), y una especie de mosca identificada como Drosophilidae cuyas larvas se alimentan de los huevos de *P. praelonga* (Restrepo Salazar et al., 2012) para insectos escama.
- Hymenoptera, familia Eulophidae. Entre ellas, *Galeopsomyia fausta*, *Closterocerus* sp., *Elasmus tischeriae* Howard, *Horismenus* sp., *Zagrammosoma* sp., tres especies de *Cirrospilus* y *Allobracón* sp., y una avispa Braconidae, subfamilia Horminae: parasitoides de larvas y pupas del minador (Restrepo Salazar et al., 2012).



- También están los parasitoides de los géneros *Encarsia*, *Eretmocerus* y *Amitus* (Fasulo & Weems, 2014), que son muy eficientes y pueden llegar a porcentajes de parasitismo del 100 %, para las moscas blancas en plantaciones de lima ácida Tahití (Murcia Riaño, 2020).
- Lepidópteros contra el virus de la granulosis y la poliedrosis nuclear, las bacterias *Serratia* spp. (Restrepo Salazar et al., 2012).
- La mariquita vedalia *Rodolia cardinalis* enemigos naturales de *C. multicastrices*: el hongo *Isaria* sp. (Murcia Riaño, 2020).
- *Cale noacki* y *Amitus spinifera* llegando a controlar 49.79 en Ibarra y 90% en Perú Mosca blanca *aleurothrixus floccosus* (Valerazo Concha et al., 2014).
- *Mesograpta leciniosa*, *Hypodamia* sp, *Cycloneda sanguinea*, *Coleomegilla maculata* para Pulgon negro *toxoptera aurantiae* (Valerazo Concha et al., 2014).
- *Trichogramma* spp, *Anagyrus pseudococci*, *Chrysoperla externa*, *Cryptolaemus montrouzieri*, *Orius insidiosus*, Acaros predadores: *Euseius scutalis* (Ministerio-de-Agricultura-y-Riego, 2020).
- *Aprostocerus* (*Tetrastichus* spp), (Hymenoptera: Eulophidae), *Haekeliana* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (ICA, 2012).
- *Trigonospila* sp. (Diptera: Tachinidae), una mosquita que ha sido encontrada parasitando adultos de estos picudos en el Departamento de Caldas, con una eficiencia hasta de 75% de control (Restrepo Salazar et al., 2012).

**Microorganismos:** penetran al cuerpo del insecto produciéndole disturbios a nivel digestivo, nervioso, muscular, respiratorio, excretorio, etc., es decir el insecto se enferma, deja de alimentarse y posteriormente muere. La muerte puede ocurrir a los tres a cinco días después del ingreso del hongo, dependiendo de la virulencia y estadio del insecto (Ministerio-de-Agricultura-y-Riego, 2020).

Varios hongos entomopatógenos se han evaluado con buenos resultados

- *Lecanicillium lecanii*, *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y *Paecilomyces fumosoroseus* para el control del áfido marrón (Murcia Riaño, 2020) (Restrepo Salazar et al., 2012).
- *Lecanicillium lecanii* e *Hirsutella*
- *Isaria fumosorosea* Wize, *Hirsutella citrifomis* para el psílido.
- *Aschersonia* spp infecta con frecuencia ninfas de mosca blanca y crece dentro y encima del cuerpo del insecto. (Restrepo Salazar et al., 2012).
- *B. bassiana* (Bals.-Criv.) Vuill. y *M. anisopliae* (Metchnikoff) Sorokin se recomiendan por su efectividad en la reducción del picudo (Murcia Riaño, 2020).
- Nematodos del género *Steinernema* sp. ocasionan una mortalidad de hasta el 65 % en larvas del picudo de los cítricos. (Murcia Riaño, 2020).



**Bacterias:** controles cercanos al 60 % con aplicaciones cada 12 días de *Bacillus thurigiensis* en plántulas en vivero (Salinas et al., 1996). Sin embargo, no se ha registrado un control satisfactorio en ensayos de campo en limón (Peña & Duncan, 1993). (Murcia Riaño, 2020).

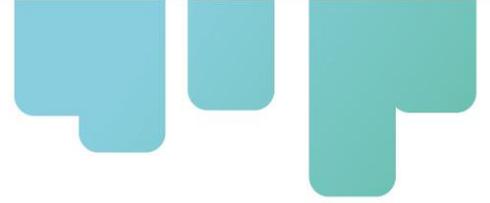
En general el control de enfermedades en las plantas empleando microorganismos ha adquirido mayor relevancia en los últimos años debido a los problemas ambientales atribuidos al uso de plaguicidas, además de otros problemas como la resistencia a diferentes plagas, disminución de microorganismos benéficos y presencia de especies fitopatógenas más virulentas. Una alternativa para la reducción y/o sustitución del uso de agroquímicos, es el uso de microorganismos biocontroladores que permiten tanto disminuir los residuos dejados por los productos químicos como promover la disminución de patógenos que no pueden ser controlados con otro tipo de productos (Cantillo, Maury, Rincón, & Vargas, 2018).

Existen investigaciones que abarcan el estudio de cepas de actinomicetos como inhibidoras de microorganismos que crecen en los cultivos de cítricos en México. Los actinomicetos son bacterias encontradas en suelos fértiles, se ha descubierto que son responsables de fijar nitrógeno, ayudar el crecimiento de las plantas, degradar materia orgánica y solubilizar fosfatos. Estas bacterias actúan como biocontroladores al producir compuestos bioactivos que de forma directa o indirecta controlan un gran número de fitopatógenos de importancia agrícola (Polanco, 2019).

Por otra parte, los hongos asociados a la muerte regresiva, marchitez y lesiones de cultivos de cítricos son las especies *Lasiodiplodia theobromae* y *Fomitopsis meliae*, normalmente su tratamiento es realizado con fungicidas químicos. (Polanco, 2019) realizó un estudio en el cual comprobó que las cepas M1-101 y M4 R de actinomicetos tienen porcentajes de inhibición de 91% y 84% respectivamente para las especies *L. theobromae* y *F. meliae*, siendo una buena alternativa para su uso en grandes proporciones.

En Colombia una de las principales plagas en los cítricos es el picudo, el cual ocasiona daño en las raíces de los árboles provocando una deficiencia nutricional, se puede realizar control biológico a esta plaga por medio de hongos entomopatógenos, los cuales se aplican por aspersión dirigida al follaje (*Beauveria bassiana*) o al suelo (*Metarhizium anisopliae*). Otra opción para el control del picudo es el uso de aspersiones con extractos vegetales a base de rotenona y sabadilla, los cuales son disuasores alimenticios del picudo de los cítricos (ICA, 2012). Por otra parte, los estudios en el país se han enfocado principalmente en la postcosecha de cítricos donde las pérdidas representan del 12% al 25% del total de la producción (Cantillo et al., 2018).

Las infecciones en la postcosecha son ocasionadas por los hongos *Penicillium digitatum* (moho verde) y *P. italicum* (moho azul), la pudrición ácida que afecta principalmente al limón es provocada por *Geotrichum citriaurantii*. Para tratar estas enfermedades se utilizan comúnmente los fungicidas sintéticos, por lo cual se ha evidenciado la existencia de nuevas cepas resistentes a químicos. Algunos investigadores han propuesto realizar control biológico con especies presentes



de forma natural en los cítricos como la bacteria *B. Cepacia* productora de antibióticos naturales e inhibidora de *P. digitatum*, también la bacteria *P. syringae* la cual compite con los mohos por nutrientes y espacios. En los hongos existen diferentes especies como *A. pullulans* y *Trichoderma viride*, las cuales actúan como biocontroladores al competir por el espacio y nutrientes. Por último, en las levaduras las especies de *Candida saitoana*, esta controla la caries presente en limón y naranja; y la *C. laurentii* la cual se propaga rápidamente en las heridas y permite controlarlas satisfactoriamente (Cantillo et al., 2018).

En cítricos también se han realizado las investigaciones sobre el uso de biofertilizantes combinados, entre ellos se encuentra la micorriza, fosfobacterias y estimuladores de crecimientos vegetales, los cuales mejoraron el crecimiento y el desarrollo de las plantas (Hernández, Pereira, & Tang, 1994). Por otra parte, es importante resaltar que uno de los retos principales de la aplicación de estos biocontroladores es su difícil manipulación y aplicación comparados con los agroquímicos, debido a que en ocasiones se necesita la conjunción de varios factores para que sean eficaces o ecológicamente competentes (Cantillo et al., 2018).

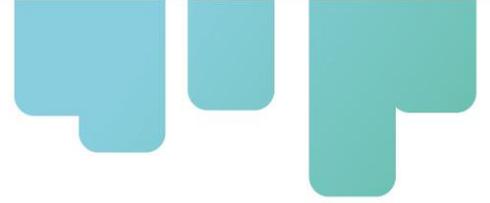
## PASIFLORAS

En la tabla 7 se observa un compendio de las plagas y enfermedades más comunes reportadas en Colombia y en cada una de las especies de pasifloras. Una de las plagas de mayor importancia son los denominados trips (*Frankliniella occidentalis* y *Thrips tabaci*).

La secadera como la enfermedad más importante del cultivo a nivel nacional.

**Tabla 7 Reporte de plagas y enfermedades de las Pasifloras**

|          | Plagas  | Enfermedades  |
|----------|---|---|
| Colombia | Trips ( <i>Frankliniella occidentalis</i> y <i>Thrips tabaci</i> ),       | Secadera o “pudrición de cuello” ( <i>Fusarium solani</i> f. sp. <i>passiflorae</i> (Mart.)   |
|          | La mosca negra del botón floral o del ovario ( <i>Dasiops</i> sp.)        | La marchitez causada por <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>passiflorae</i> Gordon ( <i>Fop</i> ),   |
|          | El ácaro <i>Tetranychus urticae</i> , conocido como <i>arañita roja</i> , | La roña, causada por <i>Cladosporium cladosporioides</i> (Fresen.)  |
|          | El gusano trozador ( <i>Dione juno</i> Cramer)                            | Bacteriosis o mancha de aceite, causada por <i>Xanthomonas axonopodis</i> pv. <i>passiflorae</i> (Pereira) Gonçalves y Rosato   |
|          | El gusano cosechero ( <i>Agraulis vanillae vanillae</i> Linnaeus)         | La mancha café o “alternariosis” es una enfermedad de común ocurrencia en cultivos de maracuyá y otras pasifloras; su agente causal, <i>Alternaria passiflorae</i> (J. H. Simmonds) o <i>Alternaria alternata</i> |
|          | El chinche patón ( <i>Leptoglossus</i> sp.) (Osorio Cardona, 2020).       |   |
|          |   |   |



|  |  |   |
|--|--|---|
|  | Nematodos fitoparásitos (Fischer & Rezende, 2008); así, <i>Meloidogyne</i> sp., <i>Helicotylenchus</i> sp., <i>Criconemella</i> sp., <i>Xiphinema</i> sp. y <i>Longidorus</i> sp.,   | <i>Botrytis cinerea</i> Pers., agente causal del moho gris de las flores<br>El ojo de pollo, causado por <i>Phomopsis</i> sp., es una enfermedad foliar de ocurrencia ocasional, especialmente en las etapas de vivero o establecimiento temprano en campo (Osorio Cardona, 2020).  |
| <b>Específicos para especie de pasiflora</b> |  |   |
| <b>Maracuyá</b>                              | trips, mientras que la mosca del botón floral fue encontrada en un 43,21% de los cultivos, y los ácaros  | Bacteriosis, el 30,39 %, mancha de alternaria y 26,52 % registraron presencia de antracnosis; mientras que la secadera.<br><br>Virus del endurecimiento de los frutos ( <i>Passion fruit woodiness virus</i> , pfwv), virus del mosaico de la soya ( <i>Soybean mosaic virus</i> , SoMV), virus del mosaico amarillo del maracuyá ( <i>Passionfruit yellow mosaic virus</i> , pfymv) y virus del raquitismo del maracuyá ( <i>Passionfruit vein clearing virus</i> , pfvcv). (Osorio Cardona, 2020) |
| <b>Granadilla</b>                            | <i>Helicotylenchus</i> , <i>Meloidogyne</i> y <i>Pratylenchus</i> , los cuales causan daños de raíces; y en menor proporción, <i>Trichodorus</i> y <i>Xiphinema</i><br><br><i>Trips</i><br><br><i>Mosca del botón floral</i> | Hoja morada ( <i>Potyvirus soybean mosaic virus</i> ).<br><br>Decadera en el 92,82% de las fincas, bacteriosis en el 31,49 %, alternaria en el 30,39% y antracnosis en el 26,52%  |
| <b>Gulupa</b>                                | Mosca del botón floral (71,11 % de los predios) y los trips (62,22 %)  | La bacteriosis en el 36,36% de los cultivos, la antracnosis en el 18,18% y la mancha de alternaria en el 13,64 %  |

**Control químico:** para el manejo químico de las plagas se recomienda usar los siguientes ingredientes activos, siguiendo las indicaciones de un Ingeniero Agrónomo y respetando las normas de seguridad (Solano, n.d.).

- Spinetoram
- Spinosad
- Thiametozam + Lambdacihalotrina
- Imidacloprid
- Fipronil

- Abamectina
- Clorfenapir
- Lambdacyhalotrina
- Dimeotato
- Aceite Mineral

#### **Control sostenible:**

Para manejos por debajo del umbral de acción se recomienda implementar un manejo preventivo basado en el monitoreo frecuente y la aplicación de productos de origen orgánico y biológico. A continuación se recomiendan algunos que han demostrado ser eficaces bajo un manejo integrado adecuado (Solano, n.d.):

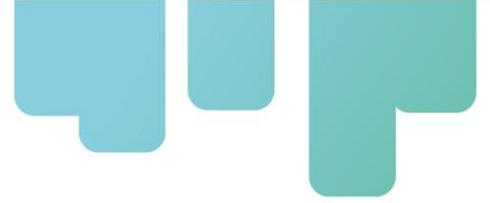
- Aceites vegetales
- Extracto de Ajo Ají
- Extracto de Neem

**Enemigos naturales:** las moscas negras del botón floral y de la fruta en pasifloras tienen enemigos naturales muy eficientes, que pueden lograr reducir notablemente los efectos de daño en el cultivo. En los cultivos de pasifloras existe una gran diversidad de insectos y arañas que controlan este tipo de moscas. Entre los parasitoides se menciona a *Opius* sp. (Hymenoptera: Braconidae) y entre los predadores a las ninfas y adultos de *Zelus rubidus* Lethierry y Severin y *Zelus* sp. (Hemiptera: Reduviidae) (Castro Ávila, Sepúlveda Silvia, & Vallejo Sánchez, 2012). De igual manera se pueden trabajar con liberaciones en campo de insectos depredadores como el acaro *Amblyseius cucumeris* y *Amblyseius barkeri*, chinches como Anthocoridae, Coccinélidos (Mariquita) y Crysopas *Chrysoperla externa*, las recomendaciones para liberar biocontroladores se deben realizar basadas en aspectos técnicos como incidencia y severidad de las plagas en campo, época y forma de liberación. (Solano, n.d.).

#### **Microorganismos:**

Incorporar al suelo agente de control biológico como *Trichoderma* y *Clonostachys*. (Fede\_pasifloras, 2016). Otros agentes son:

- *Beauveria bassiana*
- *Verticillium lecani*
- *Paecilomyces lilacinus*
- *Matharizium anisoplie*



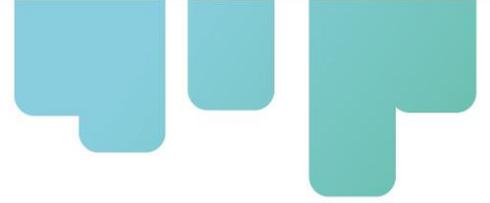
## EXPERIMENTACIÓN: USO DE MICROORGANISMOS PARA LA BUENA SALUD DE LAS PLANTAS DE AGUACATE Y GRANADILLA

En la tabla 8 se presentan los resultados asociados al crecimiento de las plantas de aguacate y granadilla empleando diferentes consorcios microbianos, y en la tabla 9 se presentan los valores de peso fresco y peso seco de plántulas de aguacate y granadilla bajo el efecto de 3 consorcios microbianos promotores de crecimiento

**Tabla 8. Promedio  $\pm$  error estándar de variables vegetativas de plántulas de aguacate y granadilla bajo el efecto de 3 consorcios microbianos promotores de crecimiento a los 170 días de siembra para el aguacate y 125 días de siembra para la granadilla**

| Especie               | Consortio microbiano | Altura (cm)        | Diámetro (mm)     | Clorofila ( $\mu\text{g.mL}^{-1}$ ) | Área foliar ( $\text{cm}^2$ ) |
|-----------------------|----------------------|--------------------|-------------------|-------------------------------------|-------------------------------|
| Aguacate<br>170 dds   | T1                   | 47.73 $\pm$ 1.39 a | 7.50 $\pm$ 0.82 a | 55.25 $\pm$ 0.49 a                  | 87.52 $\pm$ 3.20 a            |
|                       | T2                   | 47.53 $\pm$ 1.34 a | 7.51 $\pm$ 0.78 a | 55.51 $\pm$ 0.41 a                  | 89.65 $\pm$ 9.93 a            |
|                       | T3                   | 43.52 $\pm$ 1.18 b | 7.26 $\pm$ 0.79 a | 54.39 $\pm$ 0.45 a                  | 86.95 $\pm$ 3.78 a            |
|                       | T4                   | 42.38 $\pm$ 1.03 b | 7.19 $\pm$ 0.79 a | 54.04 $\pm$ 0.57 a                  | 84.44 $\pm$ 2.69 a            |
| Granadilla<br>125 dds | T1                   | 11.46 $\pm$ 0.77 a | 3.01 $\pm$ 0.10 a | 42.40 $\pm$ 0.82 b                  | 48.66 $\pm$ 3.20 a            |
|                       | T2                   | 12.15 $\pm$ 0.73 a | 3.22 $\pm$ 0.10 a | 46.76 $\pm$ 0.78 a                  | 57.65 $\pm$ 3.05 a            |
|                       | T3                   | 11.69 $\pm$ 0.75 a | 3.07 $\pm$ 0.10 a | 45.41 $\pm$ 0.79 a                  | 54.73 $\pm$ 3.10 a            |
|                       | T4                   | 11.09 $\pm$ 0.74 a | 3.13 $\pm$ 0.11 a | 47.79 $\pm$ 0.79 a                  | 55.07 $\pm$ 3.07 a            |

\*Medias con una letra común no son significativamente diferentes (LSD Fisher,  $\alpha = 0.05$ ). T1= (*Trichoderma* + Micorrizas), T2= (ReviB), T3= (ReFuerza), T4= (Testigo).



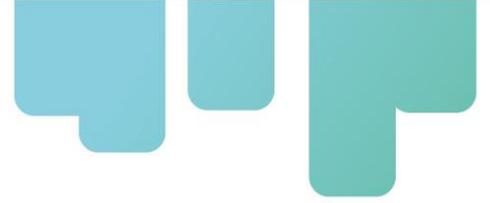
**Tabla 9. Promedio  $\pm$  error estándar de peso fresco y peso seco de plántulas de aguacate y granadilla bajo el efecto de 3 consorcios microbianos promotores de crecimiento a los 170 dds en aguacate y 125dds en granadilla**

| Especies              | Consortio Microbiano | Peso fresco (g.planta <sup>-1</sup> ) |                      | Peso seco (g.planta <sup>-1</sup> ) |                     |
|-----------------------|----------------------|---------------------------------------|----------------------|-------------------------------------|---------------------|
|                       |                      | Raíz                                  | Parte aérea          | Raíz                                | Parte aérea         |
| Aguacate<br>170 dds   | T1                   | 15.58 $\pm$ 0.76 a                    | 56.07 $\pm$ 2.15 a   | 5.21 $\pm$ 0.27 a                   | 18.49 $\pm$ 0.72 a  |
|                       | T2                   | 14.62 $\pm$ 0.78 a                    | 59.43 $\pm$ 2.22 a   | 5.44 $\pm$ 0.28 a                   | 19.93 $\pm$ 0.74 a  |
|                       | T3                   | 14.52 $\pm$ 0.78 a                    | 54.58 $\pm$ 2.22 a   | 5.49 $\pm$ 0.28 a                   | 18.74 $\pm$ 0.74 a  |
|                       | T4                   | 13.20 $\pm$ 0.78 a                    | 51.04 $\pm$ 2.22 a   | 4.73 $\pm$ 0.28 a                   | 17.02 $\pm$ 0.74 a  |
| Granadilla<br>125 dds | T1                   | 1.81 $\pm$ 0.12 a                     | 21.85 $\pm$ 1.31 b   | 0.89 $\pm$ 0.07 a                   | 4.91 $\pm$ 0.38 b   |
|                       | T2                   | 2.03 $\pm$ 0.12 a                     | 28.86 $\pm$ 1.31 a   | 1.08 $\pm$ 0.07 a                   | 6.70 $\pm$ 0.38 a   |
|                       | T3                   | 1.95 $\pm$ 0.12 a                     | 23.53 $\pm$ 1.31 b   | 0.97 $\pm$ 0.07 a                   | 5.65 $\pm$ 0.38 a b |
|                       | T4                   | 2.23 $\pm$ 0.12 a                     | 26.14 $\pm$ 1.31 a b | 1.13 $\pm$ 0.07 a                   | 6.13 $\pm$ 0.38 a b |

\*Medias con una letra común no son significativamente diferentes (LSD Fisher,  $\alpha$ = 0.05). T1= (*Trichoderma* + Micorrizas), T2= (ReviB), T3= (ReFuerza), T4= (Testigo).

#### DEGRADACIÓN DE MOLÉCULAS EN AGROQUÍMICOS APLICADOS A PLANTAS FRUTÍCOLAS

Como se puede observar en la tabla 6, para el productor A, después de 16 días de la fumigación con el producto con menor toxicología, el dimetoato se degradó por completo, mientras que la cipermetrina se degradó a los 34 días. Por otra parte, para el caso del productor B, el tebuconazole y el trifloxistrobina se degradaron por completo a los 62 días, aunque el tiacloprid tarde menor tiempo en degradarse al 100%, siendo esto a los 35 días posteriores a la fumigación. Con relación a las plantas del productor C, la molécula que presentó menor porcentaje de degradación fue el imidacloprid (4,25% después de 15 días), mientras que la cipermetrina se degradó alrededor del 25.2% a los 42 días de aplicación del producto con menor toxicidad.



## DEGRADACIÓN DE MOLÉCULAS EN AGROQUÍMICOS APLICADOS A PLANTAS FRUTÍCOLAS

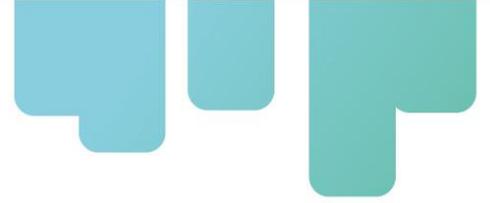
En la tabla 10 y 11 se presentan los resultados para el estudio de la degradación de moléculas.

**Tabla 10. Moléculas encontradas en la planta antes de fumigar**

| Productor | Moléculas encontradas en la planta sin fumigar  | Fecha de fumigación | Moléculas analizadas  |
|-----------|---|---------------------|---|
| A         | Azoxistrobina 116% -<br>Tebuconazol 63%   | día 0               | Cypermctrina<br>Dimetoato                                     |
| B         | Sin Resultados  | día 0               | Tiacloprid<br>Deltametrina<br>Tebuconazole<br>Trifloxystrobin |
| C         | Piriproxifén 0,13 -<br>Acetamiprid 0,027-<br>Flutriafol 0,010-<br>Imidacloprid 0,049 -<br>Tebuconazol 0,012 -<br>Trifloxistrobina 0,011 | día 0               | Cypermctrina<br>Bifentrina<br>Imidacloprid                    |

**Tabla 11. Resultados para la degradación de las moléculas en función del tiempo**

| Primer muestreo | Resultados  | Segundo muestreo | Resultados   | Tercer muestreo | Resultado  |
|-----------------|---|------------------|--|-----------------|--|
| día 16          | Cipermetrina 149,6%<br>Azoxistrobina 134%<br>Tebuconazol 57,5% -<br>Trifloxistrobina - 101% | día 34           | Piriproxifén 88%   | N/A             | N/A  |
| día 29          | Tebuconazol 131% -<br>Tiacloprid 156% -<br>Trifloxistrobina 245%                            | día 35           | Tebuconazol 70,5%<br>Trifloxistrobina 171%                                   | día 62          | Sin compuestos   |
| día 15          | Bifentrina 127% -<br>Cipermetrina 63% -<br>Piriproxifén 3,8% -<br>Imidacloprid 4,25%        | día 36           | Bifentrina 247%<br>Cipermetrina 60%<br>Flutriafol 144%<br>Imidacloprid 3,67% | día 42          | Bifentrina 172% -<br>Cipermetrina 25,2%<br>- Imidacloprid 2,3% |



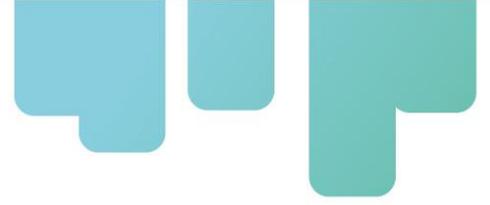
## Discusión

### USO DE MICROORGANISMOS PARA LA BUENA SALUD DE LAS PLANTAS DE AGUACATE Y GRANADILLA

En aguacate, a los 170 días de siembra (dds) el consorcio T1 (Trichoderma + Micorrizas) alcanzó la mayor altura con 47.73 cm, seguido de cerca por T2 (ReviB) con 47.53 cm, frente a T4 (Testigo). En la variable diámetro de tallo no se encontraron diferencias estadísticamente significativas, sin embargo, las plántulas tratadas con el consorcio T2 (ReviB) y T1 (Trichoderma + Micorrizas) presentaron diámetros numéricamente significativos, 7.51 mm y 7.50 mm respectivamente, comparados a T4 (Testigo) que alcanzó 7.19 mm. En la variable concentración de clorofila y área foliar no se encontraron diferencias significativas con respecto a los consorcios aplicados (Tabla 1).

En granadilla, a los 125 dds el consorcio T2 (ReviB) alcanzó la mayor altura con 12.15 cm, seguido del T3 (ReFuerza) con 11.69 cm, frente a T4 (Testigo) que alcanzó 11.09 cm, para esta variable no presentaron diferencias significativas. Con respecto a la variable diámetro de tallo, clorofila y área foliar no se encontraron diferencias estadísticamente significativas para estos parámetros entre los diferentes consorcios aplicados. Sin embargo, las plántulas tratadas con el consorcio T2 (ReviB) presentaron diferencias numéricas con un diámetro de tallo y área foliar, con valores de 3.22 mm y 57.65 cm<sup>2</sup> respectivamente (ver Tabla 3).

En el aguacate, el peso fresco tanto de raíz como de parte aérea de las plántulas de aguacate tratadas con los consorcios microbianos no difirió estadísticamente. Aunque las plántulas tratadas con T1 (Trichoderma + Micorrizas) mostraron una tendencia de incremento de peso promedio de raíz con 15.58 g planta<sup>-1</sup>, esto con respecto a las plántulas testigo, las cuales alcanzaron 13.20 g planta<sup>-1</sup>. Por otra parte, al aplicar el consorcio T2 (ReviB) el peso de parte aérea mostró una tendencia de incremento con un valor de 59.43 g planta<sup>-1</sup>, en comparación al tratamiento Testigo que alcanzó 51.04 g planta<sup>-1</sup> (Tabla 4). Para el peso seco de plántula de aguacate, tanto de raíz como de parte aérea, no se encontraron diferencias significativas bajo el efecto de los consorcios microbianos aplicados ( $p > 0.05$ ), aunque las plántulas tratadas con el consorcio T2 (ReviB) presentaron una tendencia de incremento en peso seco de parte aérea con 19.93 g planta<sup>-1</sup> frente a las plántulas Testigo que alcanzaron 17.02 g planta<sup>-1</sup>. Mientras que, para granadilla, no existe diferencia estadística en peso fresco y seco de raíz, pero en la parte aérea si existe diferencia estadística encontrando el consorcio T2 en peso fresco con 28.86 g planta<sup>-1</sup> y en peso seco 6.70 g planta<sup>-1</sup>, valores mayores en comparación con el Testigo.



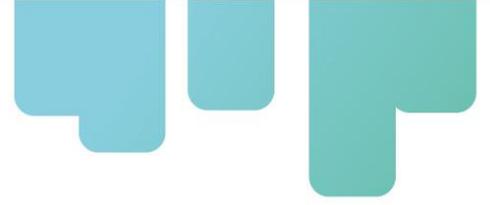
Con respecto a la variable de contenido de nutrientes, no se encontraron diferencias significativas en concentración de nutrientes en raíz de plántulas de aguacate para los consorcios microbianos aplicados, con la única excepción del  $\text{Cu}^{2+}$ . Sin embargo, se presentó una tendencia a mayor concentración de los elementos  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{S}^{4+}$  y  $\text{Zn}^{2+}$  en la raíz de plántulas tratadas con T1 (Trichoderma + Micorrizas).

Para la parte aérea, se encontraron diferencias significativas en el contenido de  $\text{N}^{5+}$  bajo el efecto de los consorcios microbianos aplicados, alcanzando el mayor valor con la aplicación del consorcio T3 (ReFuerza). Pero debido a que los microorganismos presentes en el producto ReFuerza (Paecilomyces lilacinus, Beauveria bassiana, Streptomyces spp, Pochonia chlamydosporia, entre otros) presentan actividad especializada en biocontrol, se presume que este alto contenido de  $\text{N}^{5+}$  se debe más a otros componentes del producto como los ácidos húmicos y aminoácidos de rápida absorción para las plantas.

Para la concentración de  $\text{Cu}^{2+}$  en parte aérea, se encontraron diferencias significativas bajo la aplicación de consorcios microbianos. Con relación a este parámetro, el mejor consorcio fue T1 (Trichoderma + Micorrizas), con el que se alcanzó 4.74 ppm. Además, las plantas tratadas con este consorcio mostraron tendencia hacia un incremento en el contenido de  $\text{Zn}^{2+}$  del 22.4% respecto a las plántulas testigo.

El beneficio que aporta la simbiosis micorrízica a las plantas está determinado por la actividad del micelio externo del hongo, ya que éste posee mayor capacidad de absorción de los nutrimentos del suelo mediante la extensa red de hifas que el hongo pueda generar. De este modo, la actividad del micelio coadyuva en la función de la raíz sobre todo cuando ésta ha agotado los nutrimentos de la zona del suelo adyacente (Alarcón y Ferrera, 1999). Según Linderman (1994), al incrementarse el potencial de absorción de nutrimentos minerales del suelo se modifica el estatus nutricional de los tejidos del hospedero, alterando las características estructurales y bioquímicas de las células de la raíz, lo que provoca variaciones en la permeabilidad de la membrana celular, afectando así la calidad y cantidad de exudados radiculares. Esta transformación cambia la composición poblacional de microorganismos en la micorrizósfera, lo que se traduce en una planta más saludable, con mayor resistencia a estrés ambiental y mejor tolerancia a enfermedades.

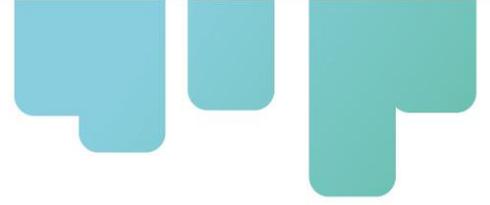
Además del beneficio nutrimental de la simbiosis, también pueden participar como agentes de biocontrol al ataque por patógenos de hábito radical (Alarcón y Ferrera, 1999), en el caso de aguacate y granadilla en la fase de vivero, existen plagas radiculares como Phytophthora y Furarium. Estos hongos son las principales plagas en estos cultivos, causando daños de pudrición y muerte de las plantas (Leal, Castaño y Bolaños, 2014; Flores-Mora, Brenes-Madriz, y Guzmán, 2005).



Los microorganismos que crecen en la rizósfera son ideales como agentes de biocontrol, los patógenos se enfrentan a los antagonistas de la rizósfera antes y durante la infección de la raíz (Álvarez y Ferrera-Cerrato, 1994). Se considera que los hongos micorrízicos poseen amplio potencial como agentes de biocontrol en las enfermedades (Reyes Alemán, Alarcón y Ferrera-Cerrato, 1997), como ejemplo la endomicorriza ha mostrado efecto aminorante sobre patógenos como *Fusarium oxysporum* en fresa (Vargas, 1991). Algunos investigadores han hecho observaciones para reconocer que la presencia de hongos micorrízicos sobre las raíces de plantas de aguacate tiene efecto aminorante del daño provocado por *Phytophthora cinnamomi* (Matare y Hattingh, 1978).

En el caso de la micorriza, esta puede ejercer control sobre las enfermedades a través de varios mecanismos como: mejor nutrición de la planta, competencia por sitios de infección y fotosintatos del hospedero, efecto de compensación a daños radiculares, cambios en la morfología de la raíz, alteración en las comunidades de microorganismos de la micorrizósfera y activación de mecanismos de defensa en la planta (Singh et al., 1999).

La *Trichoderma* spp. puede generar antagonismo y control de agentes patogénicos mediante mecanismos de competencia por espacio y nutrientes, antibiosis, micoparasitismo directo y, además por la activación de defensas a través del gatillamiento y regulación de los ácidos salicílico y jasmónico en raíces (Ruano-Rosa et al. 2018, Wang y Zhuang, 2019).



## Conclusiones

Para el aguacate, los consorcios microbianos T1 (*Trichoderma* + Micorriza) y T2 (*Trichoderma* spp, *Bacillus* spp. *Pseudomonas fluorescens*, entre otros) aplicados en plántulas de aguacate cultivar 'Criollo' produjeron los mejores resultados en el crecimiento de las plántulas, observándose vigor y sanidad puesto que estos microorganismos son utilizados para biocontrol de plagas y promotores de crecimiento vegetal.

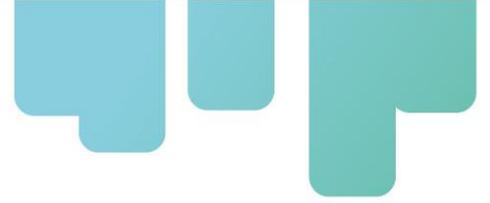
Las plántulas de aguacate tratadas con el consorcio T1 (*Trichoderma* + Micorriza) presentaron mayor contenido nutricional de  $\text{Cu}^{2+}$  y una tendencia al incremento de  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{S}^{2+}$  y  $\text{Zn}^{2+}$  comparadas con las plántulas no inoculadas. La mejor absorción de nutrientes como efecto de la inoculación de los microorganismos, permite tener plantas vigorosas y sanas que son menos susceptibles al ataque de plagas.

Para la granadilla, el consorcio microbiano T2 (*Trichoderma* spp, *Bacillus* spp., *Pseudomonas fluorescens*, entre otros) produjeron los mejores resultados, igual como se observó en aguacate.

La calidad de la planta está determinada por una mejor vigorosidad, es decir, indica que la planta está sana, lo cual es consecuencia de la aplicación de los microorganismos en la etapa de vivero.

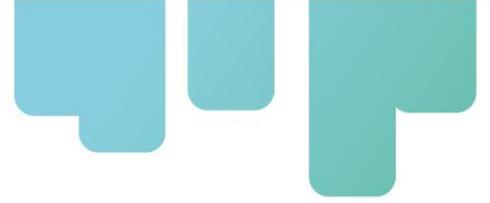
El uso de productos con menor toxicidad puede contribuir a la degradación de moléculas presentes en agroquímicos que han sido aplicados posteriormente, lo cual favorece a la planta y al consumidor, para que en el momento de la cosecha se tenga menor concentración de moléculas provenientes de agroquímicos.

El fomento e implementación de prácticas agronómicas sostenibles está encaminada a la reducción del impacto en el ecosistema, el ambiente y en la salud humana, bajo un enfoque holístico y de manejo integrado de plagas y enfermedades. Su uso también contribuye a mejorar el aprovechamiento de fertilizantes. Además es fundamental en el caso de los productos tipo exportación debido a las restricciones de agroquímicos de muchos países.

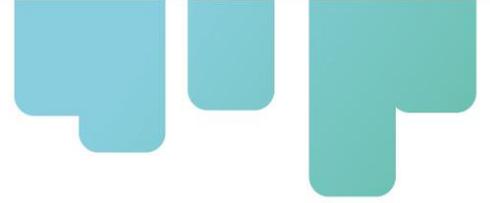


## Referencias Bibliográficas

- Alarcón, A., & Ferrera, F. (1999). Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de frutales. *Terra Latinoamericana* 17: 179-190.
- Alvarado, V. (2017). Efecto de microorganismos benéficos en el crecimiento y desarrollo de plántulas de aguacate (*Persea americana*) para los valles interandinos del Ecuador. Tesis de pregrado. Universidad de las Américas Quito. Ecuador. Pp. 88.
- Álvarez, S., & Ferrera-Cerrato, F. (1994). Los microorganismos del suelo en la estructura y función de los agroecosistemas. Cuaderno de Edafología 25. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. pp. 24-31.
- Arévalo, J., Silva, S., Carneiro, M., Lopes, R., Carneiro, R., Tigano, M., & Hidalgo, L. (2012). *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Zare y Gams como potencial agente de control biológico de *Meloidogyne enterolobii* (Yang y Eisenback) en cultivos hortícolas. *Revista Protección Vegetal*, 27(2): 123-129.
- Ariza, Y., & Sánchez, L. (2012). Determinación de metabolitos secundarios a partir de *Bacillus subtilis* con efecto biocontrolador sobre *Fusarium* sp. NOVA, Publicación Científica en Ciencias Biomédicas, 135-250.
- Camargo, D., & Ávila, E. (2014). Efecto del *Trichoderma* sp. sobre el crecimiento y desarrollo de la arveja (*Pisum sativum* L.). *Ciencia y Agricultura* 11(1). 91-100.
- Cantillo, K., Maury, S., Rincón, K., & Vargas, G. (2018). Microorganismos como biocontroladores de fitopatógenos en post cosecha de cítricos. *Microciencia*, 7, 10–20.
- Carballo, M. (2004). Control biológico de plagas agrícolas. Managua, Nicaragua: CATIE.
- Córdova, L. (2015). Evaluación del comportamiento de microorganismos eficientes autóctonos (EMA) y levaduras fermentadoras (*Saccharomyces cerevisiae*) en la fabricación del biofertilizante Bokashi. Universidad Técnica de Ambato.
- Corrales, L., Lozano, L., Gómez, M., Ramos, S., & Rodríguez, J. (2017). *Bacillus spp*: una alternativa para la promoción vegetal por dos caminos enzimáticos. NOVA, 15(27), 45-125.
- Flores-Mora, D. M., Brenes-Madriz, J. A., & Guzmán, A. P. (2005). Propagación por estacas y estudio preliminar del establecimiento in vitro de granadilla (*Passiflora ligularis*, Juss). *Revista Tecnología En Marcha*, 18(2): 6.



- Goswami, G., Panda, D., & Samanta, R. (2018). *Bacillus megaterium* adapts to acid stress condition through a network of genes: Insight from a genome-wide transcriptome analysis. *Scientific Reports*, 8(1), 1-12.
- Hamel, C., & Plenchete, C. (2007). *Mycorrhizae in crop production*. Taylor & Francis Group CRC Group, New York, USA.
- Hernández, M., Pereira, M., & Tang, M. (1994). *UTILIZACIÓN DE LOS MICROORGANISMOS BIOFERTILIZANTES EN LOS CULTIVOS TROPICALES*. 17(3), 10.
- Howel, C. (2003). Mechanisms employed by *Trichoderma* species in the biological control of plant diseases: the history and evolution of current concepts. *Plant diseases* 87 (1): 4-10.
- ICA. (2012). *Manejo fitosanitario del cultivo de cítricos*.
- Kashyap, P., Rai, P., Srivastava, A., & Kumar, S. (2017). *Trichoderma* for climate resilient agriculture. *World Journal of Microbiology and Biotechnology* 33(8): 33-155. DOI 10.1007/s11274-017-2319-1
- Leal, J., Castaño, J., & Bolaños, M. (2014). Manejo de la pudrición radical (*Phytophthora cinnamomi* Rands) del aguacate (*Persea americana* Linneo). *Revista U.D.C.A Actualidad & Divulgación Científica*, 17(1), 105-114. <https://doi.org/10.31910/rudca.v17.n1.2014.945>
- Linderman, R. (1994). Role of VAM fungi in biocontrol. In: *Mycorrhizae and plant health*. Eds. Pleger, F.; Linderman, R. Minnesota, USA. The American Phytopathological Society. p. 1-26.
- Martínez, B., Infante, D., & Reyes, Y. (2013). *Trichoderma* spp. y su función en el control de plagas de cultivos. *Revista Protección Vegetal*, 28(1), 1-11.
- Matare, R., & Hattingh, M.J. (1978). Effect of mycorrhizal status of avocado seedlings on root rot caused by *Phytophthora cinnamomi*. *Plant and Soil* 49:433-435.
- Polanco, L. (2019). HONGOS ASOCIADOS CON LA MUERTE REGRESIVA DE LOS CÍTRICOS EN EL NORESTE DE MÉXICO Y ANTAGONISMO CON MICROORGANISMOS NATIVOS. *Universidad Autónoma de Nuevo León*.
- Reyes Alemán, J.C., Alarcón, A., & Ferrera-Cerrato, R. (1997). Aspectos relacionados sobre el uso de la endomicorriza arbuscular en aguacate (*Persea americana* Mill). *Avocadosource*. Recuperado de: [http://avocadosource.com/Journals/CICTAMEX/CICTAMEX\\_1997/ecol\\_2\\_97.pdf](http://avocadosource.com/Journals/CICTAMEX/CICTAMEX_1997/ecol_2_97.pdf)
- Romero, D. (2004). Efectos de la aplicación de *Paecilomyces lilacinus* en el control de *Meloidogyne* spp. en pepino. Zamorano.



- Ruano-Rosa, D., Moral-Navarrete, L D., & López-Herrera, C J. (2017). Selection of *Trichoderma* spp. isolates antagonistic to *Rosellinia necatrix*. Spanish Journal of Agricultural Research, 8:1084–1097.
- Ruano-Rosa, D., Arjona-Girona, I., & López-Herrera, C. J. (2018). Integrated control of avocado white root rot combining low concentrations of fluazinam and *Trichoderma* spp. Crop Protection 112: 363-370.
- Salamanca, C. y Cano, C. (2005). Efecto de las micorrizas y el sustrato en el crecimiento vegetativo y nutrición de cuatro especies frutales y una forestal. en la fase de vivero. en el municipio de Restrepo-Meta Colombia. Suelos Ecuatoriales 35: 5-11.
- Sauka, D. (2017). *Bacillus thuringiensis*: ¿nuevas aplicaciones para un viejo conocido? Revista Argentina de Microbiología, 49(2), 123-124.
- Singh, R. Adholeya, A., & Mukerji, K. (1999). Mycorrhizal in control of soil borne pathogens. In: Mycorrhizal biology. Eds. Mukerji, K.; Chamola, B.; J. Singh, S. New York, USA. Kluwer Academic/Plenum Publishers. p. 173-191.
- Sotomayor, A., Viera, W., Viteri, P., Posso, M., Racines, M., González, A., & Villavicencio, A. (2019). Manual técnico para la producción de plantas injertadas de aguacate (*Persea americana* Mill.) de alta calidad. Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias, Quito, Ecuador.
- Sotomayor, A., Gonzáles, A., Jin Cho, K., Villavicencio, A., Jackson, T., & Viera, W. (2019b). Effect of the application of microorganisms on the nutrient absorption in avocado (*Persea americana* Mill.) seedlings. Journal of the Korean Society of International Agriculture 31(1): 17-24.
- Tejera, B., Rojas, M., & Heydrich, M. (2011). Potencialidades del género *Bacillus* en la promoción del crecimiento vegetal y el control biológico de hongos fitopatógenos. CENIC Ciencias Biológicas, 42(3), 131-138.
- Vargas, R. (1991). Control of *Corticium* in tomato and *Fusarium* in strawberry by antagonistic microorganisms and/or vesicular arbuscular mycorrhizae (VAM). Agronomía Costarricense. 15:1-6.
- Vázquez, G. (2013). Mejora de la eficacia de *Penicillium oxalicum* como agente de biocontrol en enfermedades de plantas hortícolas. Universidad Politécnica de Madrid.
- Viera, W., Campaña, D., Gallardo, D., Vázquez, W., Viteri, P., & Sotomayor, A. (2017) Native Mycorrhizae for Improving Seedling Growth in Avocado Nursery (*Persea americana* Mill.). Indian Journal of Science and Technology, 10(25): 1-13.



- Wang, C., & Zhuang, W. (2019). Evaluating effective *Trichoderma* isolates for biocontrol of *Rhizoctonia solani* causing root rot of *Vigna unguiculata*, *Journal of Integrative Agriculture*, 18(9): 2072-2079,
- Winkelmann, G. (2017). A search for glomuferrin: a potential siderophore of arbuscular mycorrhizal fungi of the genus *Glomus*. *BioMetals* 30(4): 559-564



## ANEXOS



Gráfico 1. Establecimiento de ensayos



Gráfico 2. Preparación de y aplicación de consorcios microbianos



Gráfico 3. Manejo agronómico de plantas



Gráfico 4. Manejo de ensayo y toma de datos.

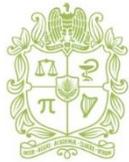


Gráfico 5. Plantas sanas de aguacate



Gráfico 6. Plantas sanas de granadilla

## Instituciones participantes



UNIVERSIDAD  
**NACIONAL**  
DE COLOMBIA



Secretaría Técnica Administrativa



Con el apoyo de:



[www.fontagro.org](http://www.fontagro.org)

FONTAGRO  
Banco interamericano de Desarrollo  
1300 New York Avenue, NW, Stop  
W0502, Washington DC 20577  
Correo electrónico: [fontagro@iadb.org](mailto:fontagro@iadb.org)