

Identificación de fitopatógenos asociados a las principales enfermedades del cultivo de sábila en los municipios de Agua de Dios y Ricaurte (Cundinamarca)

Identification of Pathogens Associated with Major Diseases of Aloe Cultivation in the Municipalities of Agua de Dios and Ricaurte (Cundinamarca)

HENRY EDUARDO JIMÉNEZ CASTELLANOS

Ingeniero Agrónomo

henjicas@misena.edu.co

Fecha de recepción: 5 de marzo de 2015

Fecha de evaluación: 12 de junio de 2015

Fecha de aceptación: 16 de agosto de 2015





Identificación de fitopatógenos asociados a las principales enfermedades del cultivo de sábila en los municipios de Agua de Dios y Ricaurte (Cundinamarca)

Resumen

Durante el 2015, el grupo de investigación Tecnología y Productividad, el programa SENA Emprende Rural (SER) del Centro de la Tecnología del Diseño y la Productividad Empresarial del SENA Girardot, el ICA, con las dependencias de Sanidad Vegetal, Epidemiología y Vigilancia Fitosanitaria, la seccional Cundinamarca y el Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural con la Cadena Nacional de la sábila, trabajaron conjuntamente en la caracterización de las principales enfermedades de la sábila e identificación de los microorganismos patógenos que afectan al cultivo en los municipios de Agua de Dios y Ricaurte, departamento de Cundinamarca.

Como resultado de la investigación se caracterizaron las tres sintomatologías (enfermedades) principales más limitantes y se obtuvo un diagnóstico inicial de los agentes causales identificando *Fusarium* sp., *Penicillium* sp. y *Erwinia* sp.

Palabras clave: *Aloe vera*, *Fusarium*, *Penicillium*, *Erwinia*, patógenos, enfermedades.

Abstract

During 2015 the research group Technology and Productivity, Undertakes Rural SENA program of the Center for Design Technology and Business Productivity - SENA Girardot, the Colombian Agricultural Institute with its divisions Plant Health, Epidemiology and Phytosanitary Surveillance, the Cundinamarca branch and the Agriculture Minister and Rural Development with the National Chain of Aloe, worked hand in hand in the characterization of the major diseases of aloe and identification of pathogens that affect the crop in Agua de Dios and Ricaurte municipalities, Cundinamarca department.

As a result of the research obtain the characterization of three most limiting diseases and an initial diagnosis of the causative agents is achieved by identifying *Fusarium* sp., *Penicillium* sp. and *Erwinia* sp.

Keywords: *Aloe vera*, *Fusarium*, *Penicillium*, *Erwinia*, pathogenics, diseases.

1. Introducción

Aun no es claro el centro de origen de la planta *Aloe vera*. Algunos autores afirman que es originaria de las islas canarias del continente africano y otros autores manifiestan que su origen es de la península de Arabia del continente asiático, quedando abierto este punto a discusión.

Se han encontrado referencias de *Aloe vera* en el papiro Ebers (tratado médico antiguo, 1500 a de C.) y también registros históricos de su uso medicinal y cosmético, en civilizaciones antiguas como Egipto (69 a 30 a de C.), Grecia, Roma (356 a 323 a de C.), Algeria, Tunes, India y China (6000 a de C.) (Domínguez *et al.*, 2012). Su nombre proviene del griego "aloé". En árabe se llama "alloe", que significa: "la sustancia amarga brillante"; la palabra vera viene del latín y significa "verdad" (Boudreau y Beland, 2006).

Esta planta fue traída al continente americano por los españoles durante la época de conquista, debido a que era utilizada como medicina por su tripulación. Al parecer, en esos años (1492) España ya tenía cultivos representativos de esta especie, probablemente herencia de la invasión musulmana (Vega *et al.*, 2015).

Frecuente se referencia a la sábila dentro de la familia de las liliáceas. Sin embargo, actualmente esta se clasifica como muestra la Tabla 1.

El *Aloe vera* se caracteriza por ser una planta suculenta, perteneciente a las crasuláceas (CAM), de hojas elongadas, carnosas, de borde dentados y con contenido de agua superior al 95,5%.

Alcanza una altura de hasta 70 cm, con tallos cortos de 30 a 40 cm de longitud. Las flores son tubulares, colgantes y amarillas. Esta planta es xerofítica, es decir que se adapta a vivir en áreas de poca disponibilidad de agua y se caracteriza por tener tejidos suculentos para el almacenamiento de la misma. La estructura de la hoja está formada por la corteza (exocarpio), representando el 20 al 30% aproximadamente del peso total de la planta. El cristal (parénquima), también conocido como gel o pulpa, se localiza en el centro de la hoja y representa del 65 al 80% del peso total de la planta. En la capa intermedia entre la corteza y el cristal se encuentran los conductos de aloína, que son una serie de canales longitudinales por donde circula la savia de la planta, conocida como acíbar (Domínguez *et al.*, 2012).

Tabla 1. Clasificación *Aloe vera*.

Reino	Viridiplantae
División	Magnoliophyta
Clase	Liliopsida
Orden	Asparagales
Familia	Xanthorrhoeaceae
Sub familia	Asphodeloideae
Género	<i>Aloe</i>
Especie	<i>Aloe vera</i>
Nombre común	Sábila

Fuente: NCBI, 2015, <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi?mode=Info&id=34199&lvl=3&lin=f&keep=1&srchmode=1&unlock>

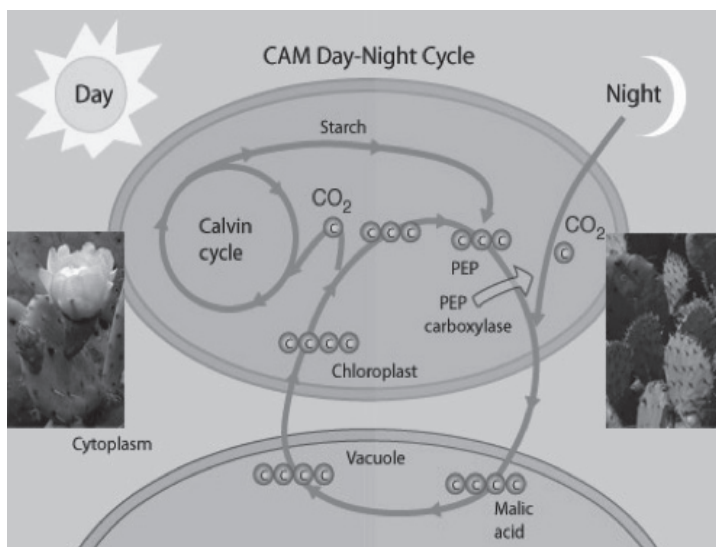
Figura 1. Plantas de *Aloe vera* en cultivo, Departamento de Quindío.



Fuente: el autor.

Esta especie vegetal presenta un metabolismo particular, denominado metabolismo ácido de las crasuláceas (CAM, de su sigla en inglés), en el cual durante la noche abre sus estomas, para realizar intercambio gaseoso (oxígeno y gas carbónico) y almacenamiento del mismo, realizando el proceso de fotosíntesis al día siguiente, manteniendo los estomas cerrados. Esto resulta en una pérdida mínima de agua, lo que se puede traducir en unas tasas de eficiencia del uso del agua superiores a plantas con metabolismos conocidos como C4 (gramíneas) y C3 (dicotiledóneas). Razón por la cual poseen una ventaja competitiva en ambientes desérticos, donde el agua es el factor limitante. Dentro de las plantas que usan la vía C4, para la fijación del carbono, se encuentran, por ejemplo: el maíz, la caña de azúcar, el sorgo y el amaranto, entre otras.

Figura 2. Ciclo CAM día-noche.



Fuente: Moore, R. *et al.* 1995

En Colombia hay un potencial climático para producir *Aloe vera*. Actualmente, el cultivo de esta planta lo realizan en su mayoría pequeños productores. Es importante mencionar que los procesos de desarrollo de la penca (hoja) de sábila y su industrialización,

no son similares en el país, pero existe un interés por parte del Ministerio de Agricultura y de la Dirección Técnica de Sanidad Vegetal del ICA, de consolidar la Cadena agroindustrial del *Aloe vera*/sábila, la cual agrupará a todos los agentes que intervienen en su ejecución, con el fin de potenciar su desarrollo competitivo y vincular beneficios para todos los actores.

De acuerdo con el Censo nacional, realizado en el año 2009 por la Cadena productiva de la sábila, el país reportaba un total de 331 hectáreas sembradas de *Aloe vera*, donde Atlántico aparece como el departamento con el mayor número de área sembrada (100 Ha), equivalente al 30%. Sin embargo, de acuerdo con cifras del 2009 a 2012, se observa un incremento del área sembrada, de 188 hectáreas a nivel nacional, lo que corresponde al 56,8%. El departamento de Boyacá aparece como el departamento con el mayor incremento, del 525%, seguido de Antioquia, con un 185%, y el Valle del Cauca, con un 76,4%. Atlántico permanece como el departamento con la mayor área sembrada, con 150 hectáreas (Figueroa, C. & Morales, J., 2010).

Para el año 2012, en el departamento de Cundinamarca se reportaron 30 hectáreas sembradas de *Aloe vera*, de las cuales, los municipios de Agua de Dios y Ricaurte muestran una gran participación, cercana a las 12 hectáreas, debido a la tradición y vocación de la comunidad agrícola, además de las características fisiológicas que presenta la planta, que le permiten adaptarse a las condiciones climáticas, casi desérticas, que se presentan en esta zona geográfica. Dichos municipios han sido el centro de origen de un gran porcentaje de material vegetal, que se ha venido empleando en el territorio nacional para la propagación del cultivo, siendo evidente el empleo de hijuelos de *Aloe vera* posiblemente contaminados con microorganismos patógenos y en consecuencia llevando problemas fitosanitarios a otras regiones del país (Coy, H., 2013).

En términos generales, una enfermedad en una planta es el conjunto entre una planta huésped susceptible, un microorganismo patógeno y las condiciones ambientales favorables para el desarrollo de la enfermedad. Al presentarse estas últimas, se origina la aparición de síntomas (cambios en la composición, estructura y características de los tejidos que se hacen notables), generados por cambios anormales en la fisiología de la planta, lo cual conduce a la alteración parcial o muerte de la planta (Agrios, G. 2005)

Es indispensable entonces, el conocimiento de los agentes causales de las enfermedades que afectan el cultivo, para poder dar un manejo adecuado, en pro de mejorar la competitividad dentro de la cadena productiva nacional, buscando beneficiar al sector agrícola, el desarrollo rural, la generación de empleos, la vinculación de pequeñas y medianas empresas y la apertura de nuevos mercados con productos de calidad y valor agregado.

2. Materiales y métodos

Con base en resultados preliminares obtenidos en el año 2014 mediante brigadas fitosanitarias por el Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), con el acompañamiento del SENA, en los municipios de Ricaurte y Agua de Dios, en el departamento de Cundinamarca, se caracterizaron cinco sintomatologías, de las cuales se priorizaron tres para ser identificadas, debido a su distribución generalizada en la zona de estudio y la evidente afectación económica que representan a los productores.

Para identificar los predios donde posteriormente se tomaron las muestras de material vegetal a emplear en los aislamientos de los microorganismos, se realizó una brigada fitosanitaria en año 2015 en las veredas Manuel Sur, La Carrera y La Tetilla correspondientes al municipio de Ricaurte, y en las veredas Manuel Norte, y Leticia del municipio de Agua de Dios.

Durante la brigada se visitaron 32 predios, en cada predio se evaluaron 30 unidades de muestreo (plantas). En esta actividad se realizó la recolección de información relacionada con la presencia y la incidencia de las sintomatologías en estudio.

Para el procesamiento del material vegetal en laboratorio, se tomaron las muestras empleando el protocolo establecido por la dependencia de Epidemiología y Diagnóstico Fitosanitario - ICA. En el cual, establece que para material tipo plantas herbáceas la cantidad mínima es de 3 plantas completas por muestra, las cuales son envueltas en papel absorbente y puestas dentro de una bolsa plástica nueva. Con el objetivo de conservar las muestras en un estado óptimo para poder ser procesadas en el laboratorio, durante el tiempo transcurrido desde la recolección y traslado hasta el momento de ingreso al laboratorio se emplearon cavas (neveras de polipropileno).

Por cada sintomatología en estudio se tomaron tres muestras para enviar a laboratorio, cada una de un predio diferente, es decir, 9 plantas por sintomatología.

En los laboratorios de la red de Diagnóstico Fitosanitario del ICA se procesaron las muestras colectadas en campo.

Para aquellas muestras caracterizadas como pudrición fétida, se empleó el siguiente procedimiento, materiales, reactivos y equipos:

- Cajas de Petri con Agar Nutritivo (AN).
- Bisturí, asa bacteriológica y pinzas.
- Mortero u homogenizador previamente esterilizado.
- Mechero.
- Etanol al 70%.
- Hipoclorito de sodio al 1% o 1,5%.
- Agua destilada esterilizada.
- Cabina de flujo laminar.
- Incubadora.

Lavar el material solo si el tejido enfermo está muy sucio o tiene suelo adherido (tal como raíces), lavar con agua corriente bajo la llave y dejar secar al aire libre. Por ningún motivo sumergir la muestra o dejarla en remojo.

Seleccionar el tejido para el procedimiento, tomar una porción de tejido vegetal enfermo, representativo de los síntomas de la enfermedad y cortar pequeños trozos (no más de 5 x 5 mm), que provengan del borde de las lesiones; es decir, del área de avance de la enfermedad. Lo más adecuado es que haya tejido sano y tejido enfermo en la porción escogida.

Desinfectar el tejido, en condiciones de asepsia lavar las porciones del tejido en etanol al 70% durante 30 segundos; inmediatamente pasarlas a una solución de hipoclorito de sodio (NaClO) al 1,5% durante 2 minutos y por último, eliminar el exceso de estos desinfectantes, mediante lavado por arrastre con agua colocando el tejido sobre papel absorbente esterilizado.

Extraer la bacteria del tejido, para ello existen dos opciones:

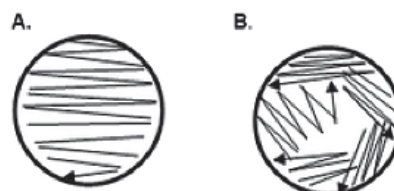
a) Colocar el material desinfectado en un mortero pequeño, previamente esterilizado y macerar un poco para romper el tejido y permitir la salida de las bacterias; transferir una gota del macerado con es asa.

b) Cuando el tejido enfermo, es succulento o presenta pudrición a causa de la enfermedad, colocar pequeños trozos de tejido desinfectado dentro de un tubo con agua destilada esterilizada; se agita durante 10 minutos para facilitar la salida de las bacterias y obtener una suspensión que enturbia ligeramente el agua del tubo.

Nota: la siembra directa de porciones de tejido sobre la superficie del medio no favorece el crecimiento de algunos géneros y además, limitan la salida de las bacterias de los espacios intercelulares.

Sembrar la bacteria en el medio de cultivo, con el asa bacteriológica flameada y enfriada, tomar una gota del macerado o suspensión y extenderla en zigzag sobre la superficie del medio de cultivo Agar Nutritivo (AN), de acuerdo con uno de los siguientes esquemas:

Figura 3. Siembra y extensión de la bacteria en el medio de cultivo.



Fuente: instructivo operativo Laboratorio de Diagnóstico Fitopatológico - ICA.

El esquema A corresponde a un extendido continuo en zigzag, sin sobreponerlo.

En el esquema B la gota de macerado se extiende lateralmente; luego se flamea y se enfría el asa y se hace un nuevo extendido a partir de la terminación del anterior; se repite el procedimiento dos o tres veces más.

Sembrar cuatro cajas por aislamiento; marcar las cajas en la base, con el código y fecha de aislamiento.

Obtener el crecimiento bacteriano e interpretar el resultado, incubar las cajas sembradas con los aislamientos a 28°C.

Después de 48 horas de incubación, el crecimiento bacteriano debe ser evidente en la superficie del medio de cultivo, por la formación de pequeñas colonias bacterianas sobre las líneas de rayado hecho con el asa.

La mayoría de las bacterias fitopatógenas creciendo en las condiciones anotadas, forman colonias convexas, de aspecto brillante y butiroso, con bordes enteros y son de color blanco, crema o amarillo. Los crecimientos excesivamente mucosos o muy rápidos en las primeras horas de incubación, así como los de otro color, corresponden a bacterias saprófitas o contaminantes, por lo cual se descartan.

Un resultado positivo del aislamiento consiste en desarrollo de colonias similares, abundantes, con las características ya anotadas, visibles a partir de las 48 horas aproximadamente.

Un resultado negativo del aislamiento consiste en ausencia de crecimiento, o en colonias escasas o con características diferentes a las descritas.

Hacer cultivos puros de las bacterias obtenidas, seleccionar una colonia individual que, del tipo que ha crecido más frecuentemente en las líneas de siembra sobre el medio de cultivo, teniendo en cuenta las características ya señaladas. Con el asa esterilizada transferir crecimiento a un tubo con agua destilada esterilizada; agitar con ayuda de un Vortex y extender una gota sobre la superficie de una caja de Petri con AN. Incubar en las mismas condiciones y después de 48 horas seleccionar una colonia individual representativa y transferir a tubos con AN inclinado para incubación. Se da por supuesto que cada colonia se origina de una bacteria, por lo tanto corresponde a su descendencia clonal.

Nota: para procedimientos de taxonomía, se requiere obtener cultivos unicelulares.

Conservar el cultivo para su identificación, mientras se realizan las pruebas de identificación, es decir por corto periodo, conservar los tubos con los cultivos de la bacteria en el refrigerador a unos 4°C. Si es necesario conservar los cultivos por mayor tiempo, se deben liofilizar o conservar deshidratados a -20°C.

Para aquellos casos sospechosos de hongos se procedió de acuerdo al siguiente protocolo, materiales, reactivos y equipos:

- Cajas de Petri.
- Erlenmeyers (500 mL y/o 1000 mL).
- Bisturí.
- Pinzas para microbiología.

- Papel absorbente estéril.
- Papel aluminio.
- Gasa.
- Frascos de compota o beakers de 50 mL.
- Beakers de 500 mL.
- Láminas
- Laminillas.
- Aguja micológica.
- Cinta adhesiva transparente.
- Mechero de alcohol.
- Agua destilada estéril.
- Etanol al 70%.
- Hipoclorito de sodio al 2%.
- PDA.

Aislamiento

Con ayuda de un bisturí cortar explantes de tejido vegetal de 3 a 5 mm de lado, teniendo en cuenta que estos deben ser tomados en la zona de transición de tejido sano a tejido enfermo. En el caso de detección de decoloración vascular en tallos, tomar explante a partir de tejidos internos (vasculares) de la zona más alejada de la raíz. De ser necesario el aislamiento a partir de raíz, se recomienda eliminar el tejido cortical.

Desinfectar el material siguiendo estos pasos: inmersión en etanol al 70% por 45 segundos, posteriormente en hipoclorito de sodio al 2% durante 45 segundos y finalmente realizar tres lavados con agua estéril.

Secar los explantes sobre papel absorbente estéril cerca del mechero por 15 minutos.

Con ayuda de una pinza microbiológica, sembrar los explantes en medio Patata Dextrosa Agar (PDA).

Incubar a 25°C.

Revisar a los 3 - 5 después de haber realizado la siembra.

Purificación

A partir de los crecimientos obtenidos en el aislamiento, identificar las colonias que presentan mayor frecuencia de ocurrencia.

Con la ayuda de un asa micológica, tomar parte de micelio joven puro de una de las colonias (parte externa de la colonia) y sembrarlo en otra caja con medio PDA.

Evaluar características morfológicas secundarias a los 3 días después de la siembra (a excepción de la formación de esporodoquios, ya que para esto se requiere mayor tiempo y se emplea medio Agar Clavel (CLA)).

3. Resultados

3.1. Caracterización de los síntomas

Por síntomas se entiende el conjunto de reacciones o alteraciones externas e internas de las plantas como resultado de una enfermedad (Agrios, 2005). En este capítulo se presentan los síntomas característicos observados en las plantas de sábila (*A. vera*) afectadas por las enfermedades denominadas Pudrición seca de la raíz, Pudrición húmeda de la raíz, Pudrición fétida, Peca roja y Punta de ceniza, conforme el diagnóstico realizado con el acompañamiento de la Dirección Técnica de Sanidad Vegetal del ICA (Molina L., 2015).

3.1.1. Pudrición seca de la raíz

Esta enfermedad se caracteriza por la aparición general de síntomas de marchitamiento, acompañados de un cambio de color de los tejidos foliares, pasando de verde a un marrón amarillento, con un notable entorchamiento generalizado en el tercio superior de las hojas. Por entorchamiento se entiende el doblamiento longitudinal de los bordes de las hojas, hacia el interior de la planta (Figura 4). Los síntomas de la patología avanzan afectando la planta, desde los tejidos más viejos hacia los más jóvenes, hasta causar la muerte de la planta.

Figura 4. Síntomas de marchitez marrón y entorchamiento asociados a la pudrición seca de la raíz.



Fuente: el autor.

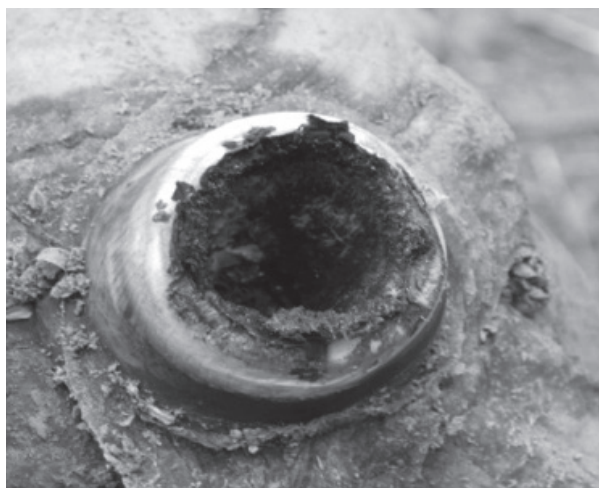
Un aspecto muy importante para la determinación y diagnóstico de esta enfermedad, que permite diferenciarla de otras enfermedades vasculares, es que al tratar de remover la planta del suelo se presenta un desprendimiento de los tejidos radiculares, sin afectar el pseudotallo, quedando los tejidos radiculares anclados al suelo (Figuras 5, 6 y 7).

Figura 5. Muñón radicular ante el desprendimiento de la planta afectada por pudrición seca de la raíz.



Fuente: el autor.

Figura 6. Parte aérea de la planta desprendida, con síntomas de pudrición seca de la raíz.



Fuente: el autor.

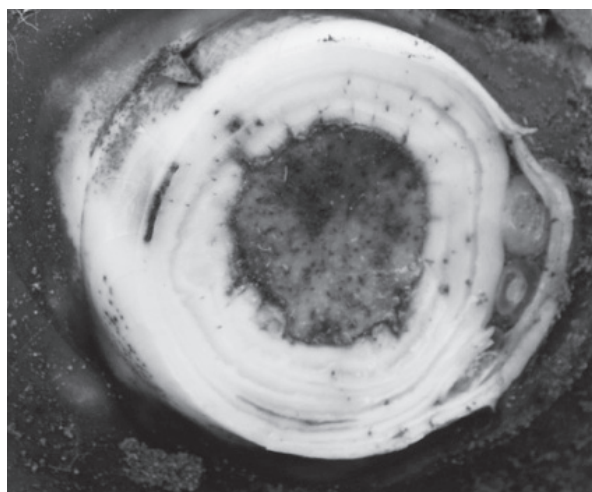
Figura 7. Planta desprendida, con síntomas de pudrición seca de la raíz.



Fuente: el autor.

Al realizar un corte transversal del pseudotallo, se observa una coloración oscura (posible necrosis) en los haces vasculares; también se evidencia un cambio en la textura y coloración en los tejidos adyacentes, adquiriendo una coloración marrón brillante y una textura blanda (Figura 8). Debido a lo anterior, se ve afectada la translocación del agua y minerales hacia la parte superior de la planta, lo que se traduce precisamente en marchitamiento.

Figura 8. Corte transversal del pseudotallo, mostrando la coloración oscura de los haces vasculares.



Fuente: el autor.

3.1.2. Pudrición húmeda de la raíz

Esta enfermedad presenta una sintomatología muy similar a la "Pudrición seca de la raíz", siendo muy fácil confundirlas entre ellas. En este caso, los síntomas se caracterizan por presentar una coloración marrón rojiza, en las hojas más viejas, las cuales toman una postura vertical y cerrada (Figura 9). No es frecuente observar el síntoma de "entorchamiento" de las hojas, aunque en ocasiones, también se presenta. Al sacar la planta del suelo, esta sale completa, incluyendo sus raíces, en donde se observa un sistema radicular poco desarrollado y algunas de las raíces secundarias presentan una pudrición, similar a un necrosamiento. Al eliminar las hojas más externas, en la base del pseudotallo se evidencia una mancha generalizada de color negro, con textura blanda al tacto (Figura 10).

Figura 9. Coloración marrón rojiza de hojas en plantas afectadas por pudrición húmeda de la raíz.



Fuente: el autor.

Figura 10. Base del pseudotallo con mancha negra.



Fuente: el autor.

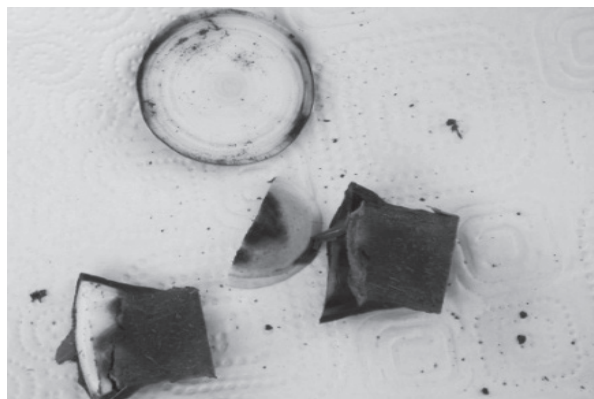
Al realizar un corte transversal en el pseudotallo, en estas plantas con marchitamiento rojizo, se observa una coloración negra brillante húmeda (Figura 11). En el sitio de avance del daño, en la médula del pseudotallo (centro), el tejido adquiere una coloración amarillenta (Figura 12).

Figura 11. Corte transversal del pseudotallo de plantas con marchitamiento rojizo y pudrición húmeda de la raíz.



Fuente: el autor.

Figura 12. Coloración amarillenta en el pseudotallo de planta con síntomas de pudrición húmeda de la raíz.



Fuente: el autor.

3.1.3. Pudrición fétida

Los síntomas iniciales de esta enfermedad se observan en las hojas externas, las cuales se muestran flácidas. La anomalía obedece a la presencia de unas manchas irregulares de color amarillento y de consistencia acuosa, hacia la base de las hojas. En la medida en que el síntoma avanza hacia la parte superior de la hoja, se observa que el borde superior de la mancha es de un color verde más oscuro. Se pueden formar bolsas que causan la separación de la cutícula, finalizando con el desprendimiento del tejido y la

Figura 13. Hojas externas flácidas, con manchas acuosas.



Fuente: el autor.

generación de un exudado nauseabundo (Figura 13). Las manchas avanzan rápidamente hacia las hojas internas, en donde se encuentran los tejidos foliares más jóvenes, generando una pudrición de los tejidos y finalizando con el desprendimiento y caída de la planta, con su consecuente muerte (Figura 14).

Figura 14. Desprendimiento de la planta afectada con pudrición fétida.



Fuente: el autor.

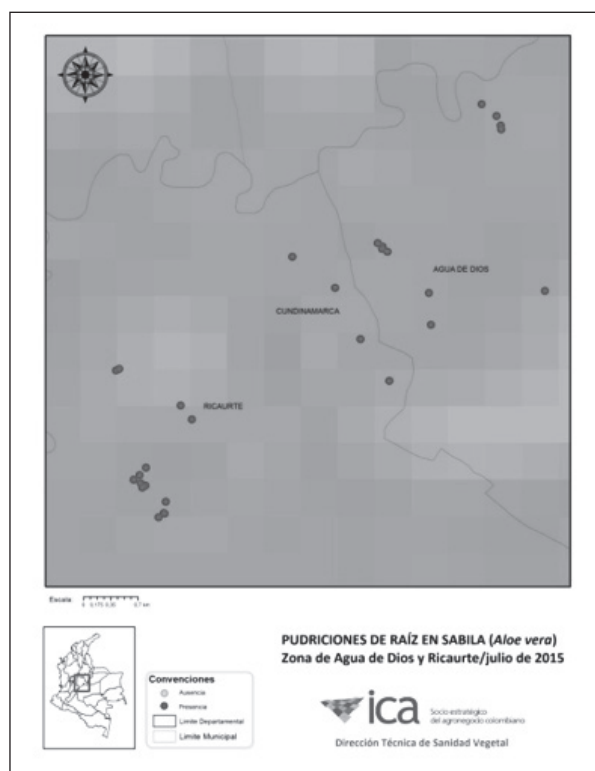
3.2. Mapas epidemiológicos

Por mapa epidemiológico se entiende al mapa con la distribución espacial de los sitios con presencia de la enfermedad, referenciados con base en las coordenadas obtenidas mediante un instrumento GPS (de su sigla en inglés - Global Positioning System). Los mapas epidemiológicos facilitan el seguimiento y permiten determinar cambios en la diseminación o distribución de las enfermedades y presencia de focos.

En los predios visitados en los municipios de Agua de Dios y Ricaurte, en la brigada fitosanitaria desarrollada en el mes de julio de 2015, se colectaron las coordenadas GPS, con los cuales se construyeron los respectivos mapas epidemiológicos, que se muestran en las Figuras 15 y 16. En Estos se observa la distribución de los sitios con plantas que presentaron síntomas asociados a las Pudriciones de la raíz (Figura 15) y Pudrición fétida (Figura 16).

En la Figura 15 se relaciona la distribución geográfica de los predios con presencia de la sintomatología asociada a las Pudriciones de la raíz, incluyendo la Pudrición seca y la Pudrición húmeda. En las visitas a los lotes solamente se podían visualizar los síntomas externos, sin arrancar las plantas, lo que resulta fundamental para determinar si se trata de una Pudrición seca o de una Pudrición húmeda. La imagen muestra las zonas representativas de producción de *Aloe vera*, en los municipios de Agua de Dios y Ricaurte, con presencia de estas sintomatologías, equivalente al 100% de los lotes visitados (30 predios).

Figura 15. Distribución de predios con plantas con síntomas de pudrición de raíz.

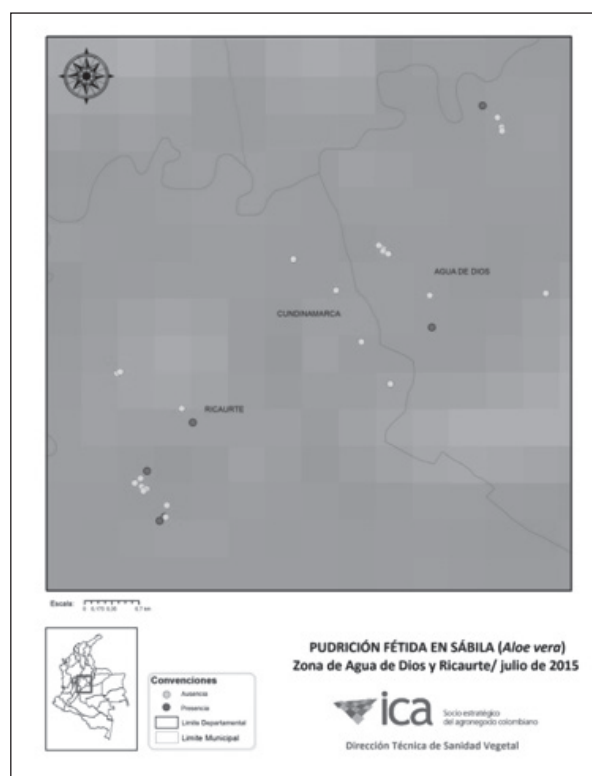


Fuente: ICA, 2015.

La distribución de la sintomatología relacionada con la enfermedad conocida como Pudrición fétida, se observa en la Figura 16. Los puntos representan los predios visitados, siendo los puntos de color verde los

predios en los que no se observaron plantas con síntomas; los puntos de color rojo representan predios con plantas con síntomas (focos). Se observaron seis predios con focos de la enfermedad, un valor bastante alto si se considera que ante las condiciones climáticas de temporada seca, presentes en el momento de la brigada, se dificultó la observación de plantas con síntomas en varias de las plantaciones.

Figura 16. Distribución de predios con plantas con síntomas de pudrición fétida.



Fuente: ICA, 2015.

4. Discusión

Con el fin de hacer un acercamiento a la identificación de los microorganismos asociados a las enfermedades, como agentes causales, durante las visitas a los predios se tomaron varias muestras para diagnóstico fitopatológico en los laboratorios del ICA (Figura 17).

Figura 17. Toma de muestras de plantas enfermas para diagnóstico de laboratorio.



Fuente: el autor.

A la fecha (noviembre de 2015), se han obtenido resultados preliminares que relacionan la presencia de microorganismos como *Fusarium* sp., *Penicillium* sp. y *Erwinia* sp, en varias de las muestras con síntomas asociados a la Pudrición seca de la raíz, Pudrición húmeda de la raíz y Pudrición fétida. Sin embargo, para tener certeza en el diagnóstico, es necesario continuar con la investigación, realizando asilamientos para la identificación *in vitro* y las posteriores pruebas de patogenicidad, para determinar si los microorganismos mencionados, serían los agentes causales de las enfermedades en estudio.

Estos resultados preliminares coinciden con lo reportado por varios autores, como De Laat *et al.* (1994), quienes reportan a *Erwinia chrysanthemi* biovar 3, como el agente causal de la pudrición de la hoja de *Aloe vera* en Aruba. Además, Pedroza y Fucikovscky (2011) presentan la etiología y patogenicidad de la bacteriosis de la sábila, atribuida a *Erwinia chrysanthemi*. Sin embargo, aunque el género *Erwinia* ha sido reportado en diferentes partes del mundo como el agente causal de la pudrición bacteriana suave en *Aloe*, Kumar *et al.* (2011) diferenciaron los géneros *Pectobacterium* y

Dickeya entre cepas bacterianas encontradas en *Aloe* en India, Holanda y Yugoslavia, las cuales compararon mediante diferentes pruebas de laboratorio.

En relación con el género *Fusarium*, Kawari *et al.* (2012) demostraron que la enfermedad denominada pudrición destructiva de la hoja, es causada por *F. oxysporum* en *Aloe barbadensis* en Bali. Jat y Ahir (2013) reportaron al patógeno *F. solani* como plaga asociada al cultivo de sábila.

En cuanto al género *Penicillium*, Avasthi *et al.* (2015) reportan por primera vez la presencia de *P. purpogenum*, causando una pudrición de raíz y del cuello de la planta de *Aloe vera* en India.

Por otra parte, en su estudio sobre el efecto de la deficiencia de macronutrientes en el desarrollo vegetativo de *Aloe vera*, Fuentes *et al.* (2006) reportan que las deficiencias de calcio causan necrosis del ápice foliar, sintomatología detectada en las brigadas fitosanitarias.

5. Conclusiones

Los síntomas de las pudriciones de raíz son diferentes, así como, posiblemente, sus agentes causales.

Debido a las condiciones climáticas extremadamente secas, predominantes durante la realización de la brigada fitosanitaria, se dificultaron las labores de caracterización de las enfermedades mediante visualización de síntomas externos, debido a que estas se podían enmascarar con los síntomas por deshidratación de las plantas. De hecho, el 100% de los predios visitados en la brigada presentaron plantas con síntomas asociados a una deshidratación extrema del tejido foliar, que en varios casos llevaba a una marchitez generalizada de las plantas. Sin embargo, sabiendo que lo anteriormente descrito podría tener causa en afecciones radicales, los síntomas de marchitez podrían también estar relacionados con pudriciones

radiculares (seca o húmeda), con incidencia y severidad variables.

Del mismo modo, dichas condiciones climáticas no son las condiciones ambientales más favorables para el desarrollo de la enfermedad conocida como Pudrición fétida, pues esta necesita condiciones de alta humedad, para su expresión y desarrollo.

Es necesario realizar las pruebas de patogenicidad para las tres enfermedades principales descritas y así, establecer la relación entre el patógeno y la sintomatología expresada por la planta.

Para poder implementar métodos de control, por ejemplo el control biológico, es recomendable la realización *in situ* de pruebas de antagonismos (incompatibilidad entre dos microorganismos), es decir, bajo las condiciones de campo que se presentan en la zona de estudio, para poder determinar la eficacia en el control que ejercen dichos antagonistas y así, poder implementar un manejo adecuado.

Resulta indispensable realizar análisis químico de suelos y de material vegetal, para descartar sintomatologías por causas fisiológicas, como deficiencias nutricionales.

6. Bibliografía

- [1] Agrios, G. (2005). *Plant pathology*. 5th edition. Elsevier Academic Press, New York. pp. 922.
- [2] Avasthi, S., Gautam, A. K. & Bhadauria, R. (2015). *First report of Penicillium purpogenum causing collar and root rot infection in Aloe vera*. Plant pathology & quarantine, 5(1), pp. 20-24.
- [3] Boudreau, M. & Beland, F. (2006). *An evaluation of the biological and toxicological properties of Aloe barbadensis (Miller), Aloe vera*. Journal Environ Sci Health, 24 (1), pp. 103-154.
- [4] Coy, H. (2013). *Estructura de la comercialización de la sábila en Colombia*, Tesis pregrado Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de la Salle. pp. 37-43.
- [5] De Laat, P. C., Verhoeven, J. T. & Janse, J. D. (1994). *Bacterial leaf rot of Aloe vera L., caused by Erwinia chrysanthemi biovar 3*, 100, pp. 81-84.
- [6] Domínguez, R., Arzate, I., Chanona, J., Welti, J., Alvarado, J., Calderón, G., Garibay, V. & Gutiérrez, G. (2012). *El gel de Aloe vera: estructura, composición química, procesamiento, actividad biológica e importancia en la industria farmacéutica y alimentaria*. Revista mexicana de Ingeniería Química, 11(1), pp. 22-43.
- [7] Figueredo, C. & Morales, J. (2010). *Plan integral para la comercialización de Aloe vera en Colombia*. Tesis pregrado Facultad de Administración, Universidad del Rosario. pp. 19-21.
- [8] Fuentes, A., Véliz, J. & Imery, J. (2006). *Efecto de la deficiencia de macronutrientes en el desarrollo vegetativo de Aloe vera*. Interciencia, 31(2), p. 116-122 <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=33911307>
- [9] Jat, M. K. & Ahir, R. R. (2013). *Effect of temperature, relative humidity and pH on mycelial growth and sporulation of Fusarium solani causing root rot of Indian Aloe (Aloe barbadensis MILL.)*. The journal of plant science research, 29(2), pp. 181-183.
- [10] Kawari, R., Suprpta, D. N., Nitta, Y. & Homma, T. (2012). *Destructive leaf rot disease caused by Fusarium oxysporum on Aloe barbadensis Miller in Bali*. Agricultural Science Research Journal, 2(6), pp. 295-301. <http://www.resjournals.com/ARJ>
- [11] Kumar, Y., Nath, J., Mandal, K. & Gajbhiye, N. A. (2011). *Phenotypic, pathogenic, molecular and phylogenetic comparisons of bacteria causing Aloe rot from three countries*. Indian Phytopath, 54(4), pp. 329-334.

- [12] Molina, L. (2015). *Síntomas asociados a enfermedades del cultivo de sábila (Aloe vera) en Colombia*. Memorias conferencia 19 de junio de 2015, Popayán (Cauca). Dirección Técnica de Sanidad Vegetal (ICA). Bogotá, Colombia.
- [13] Moore, R., Clark, W. D., Kingsley, R. S., and Vodopich, D., Botany, Wm. C. Brown. (1995).
- [14] National Center for Biotechnology Information.
<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi?mode=Info&id=34199&lvl=3&lin=f&keep=1&srchmode=1&unlock>. Recuperado noviembre de 2015.
- [15] Pedroza, A. & Fucikovscky, L. (2011). *Etiología y Patogenicidad de la bacteriosis de la sábila (Aloe barbadensis)*. Revista Mexicana de fitopatología, 29(1), pp. 76-77.
<http://realyc.org/articulo.oa?id=61221490009>
- [16] Vega, G., Ampuero, C., Nevenka, N. & Lemus, M. (2005). *El Aloe vera (Aloe barbadensis Miller) como componente de alimentos funcionales*. Revista chilena de nutrición, 32(3), pp. 208-214.