

Facultad de Agronomía



Universidad Central de Venezuela

Alcance 76

**SITUACIÓN DE LA SANIDAD VEGETAL
EN VENEZUELA**

Edición especial



La agricultura venezolana y sus problemas sanitarios durante los años 2019 y 2020

Santiago Clavijo A.

Profesor Titular (J).. Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela, Apdo. 4579, Maracay 2101, Aragua, Venezuela

RESUMEN

En este trabajo se intenta dar una visión apretada de la situación que viene atravesando la agricultura venezolana y la importancia que en ella han tenido los problemas sanitarios de los rubros más importantes, tomando como base de referencia cronológica los años 2019 y 2020. La falta de información oficial, marcadamente evidente en los años más recientes, obligó a recurrir a otras fuentes de información, tanto organizacionales como personales, para lo que se revisaron noticias aparecidas en medios de comunicación social, fundamentalmente electrónicos, participación en reuniones profesionales, conversaciones privadas y a una modesta encuesta que se hizo circular entre actores del sector. La valoración de lo obtenido en fuentes no tradicionales y la percepción personal nos condujo a coincidir con la visión negativa de la incapacidad de la agricultura venezolana para satisfacer significativamente la demanda nacional de alimentos, la cual se ha estimado en un 20% de lo requerido, a pesar de que existen capacidades ociosas debidas a un conjunto de restricciones ajenas a la actividad misma, que demandan ser corregidas urgentemente si deseamos un futuro distinto. Dentro del panorama actual, las plagas agrícolas son un elemento negativo adicional, cuyo control demanda recursos de difícil consecución, a pesar de que se posee el conocimiento que facilitaría su abordaje, si viviésemos en un ambiente político, económico y social distinto.

Palabras clave: estadísticas agrícolas, seguridad alimentaria, producción agrícola, problemas de plagas.

Venezuelan agriculture and its sanitary problems during the years 2019 and 2020

ABSTRACT

This paper attempts to give a brief overview of the situation that Venezuelan agriculture has been going through and the importance that the sanitary problems of the most important crops have had on it, taking as a chronological reference base the years 2019 and 2020. The lack of official information,

*Autor de correspondencia: Santiago Clavijo

E-mail: sclavijo@gmail.com

markedly evident in the most recent years, made it necessary to resort to other sources of information, both organizational and personal, for which we reviewed news that appeared in the social media, mainly electronic, participation in professional meetings, private conversations and a modest survey that was circulated among actors in the sector. The assessment of what was obtained led us to agree with the negative view of the inability of Venezuelan agriculture to meet the national demand for food, which has been estimated at 20% of what is required, despite the fact that there are idle capacities due to a set of restrictions unrelated to the activity itself, which need to be urgently corrected if we wish to see a different future. Within the current panorama, agricultural pests are an additional negative element, whose control demands resources that are difficult to obtain, despite the fact that we have the knowledge that would facilitate their approach, if we lived in a different political, economic and social environment.

Key words: Agricultural statistics, food security, agricultural production, pest problems

INTRODUCCIÓN

La producción agrícola vegetal venezolana se encuentra en su momento productivo más bajo como resultado de la situación política que vive el país, que se expresa como producto de una falta absoluta de condiciones para la actividad, que van desde la notable inseguridad jurídica, pasando por la muy importante inseguridad personal que se sufre en el medio rural, para reafirmarse en la inexistencia de seguridad social para los involucrados en este importante segmento de la vida económica nacional.

Asimismo, no existen estadísticas oficiales formales que ayuden a medir la magnitud de la situación, lo que obliga a recurrir a fuentes indirectas confiables y a opiniones de individualidades en procura de una cuantificación aproximada de la realidad.

La disminución de los niveles productivos atribuibles a razones no inherentes a la actividad misma, se ve agudizada por la presencia de plagas de significación económica y a la escasez y altos precios de los insumos requeridos para mantenerlas en niveles aceptables, dentro de las que en adición a los problemas sanitarios usuales empiezan a aparecer nuevas amenazas, algunas de las cuales ya se han concretado con efectos desastrosos.

En este breve documento, escrito en 2021, se intenta dar una visión sobre la realidad agrícola vegetal venezolana, aspirando que a partir de ella se puedan instrumentar medidas para revertirla y permitirle al campo expresar todo su potencial.

En tal sentido podemos afirmar que la agricultura venezolana había venido mostrando, en términos de producción, un crecimiento histórico sostenido hasta los años 2006–2007, momento en el que el gobierno del entonces presidente H. Chávez emprendió un conjunto de medidas confiscatorias, tanto de predios como de empresas, la mayoría carentes de respaldo legal, las cuales marcaron el comienzo del deterioro del sector, muy particularmente en su componente vegetal.

Este deterioro, difícil de cuantificar por la falta de estadísticas oficiales ya señalada, sobre todo en los últimos años, hecho que de por sí es una prueba de dicho deterioro, obliga a recurrir a fuentes de orígenes y confiabilidad muy variada.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Las estadísticas agrícolas siempre han sido motivo de controversia, particularmente a partir del año 2000, cuando el Ministerio de Agricultura y Cría de la época, dejó de publicar el Anuario

Estadístico Agropecuario, generado hasta ese entonces por su Dirección de Estadísticas e Informática.

Desde ese año y hasta el 2015, la información podía ser extraída de la Memoria y Cuenta que el ministerio rector, con nombres cambiantes, presentaba anualmente ante la Asamblea Nacional de la República Bolivariana de Venezuela.

Ante el cambio de correlación política de dicho organismo legislativo, que pasó a ser controlado mayoritariamente por sectores de oposición al régimen en 2015, dichas memorias se consignaron ante el Tribunal Supremo de Justicia y ante la Asamblea Nacional Constituyente, perdiéndose el acceso público a las mismas.

Entre el 2015 y el 2017, la FAO recogió en sus estadísticas mundiales, cifras que se supone fueron suministradas oficialmente por el gobierno, hecho que se interrumpió hasta la fecha, sin que exista, como ya se ha dicho, una fuente oficial a la que se pueda recurrir. Las suministradas por los voceros gubernamentales, y que se recogen como parte de declaraciones de prensa, están dispersas en medios muy diferentes, son incongruentes entre sí y dependen del funcionario que la suministre, por lo que ha sido imposible consultar una fuente gubernamental durante los últimos cuatro años.

En cada ciclo de cultivo, las asociaciones de productores locales suelen anunciar a través de los medios de comunicación, lo que se ha sembrado durante el mismo, teniendo el carácter extraoficial que ya hemos señalado para las cifras que se pueden manejar en los últimos tiempos.

Fedeagro, tratando de hacer un seguimiento más confiable a lo que ha producido el campo venezolano en estos últimos años, ha generado estadísticas para los rubros vegetales que son adquiridos por las empresas procesadoras de los mismos, cifras que son indicativas de las cantidades producidas, sin que se pueda precisar oficialmente ni con exactitud, las superficies sembradas con los rubros más importantes.

En términos más generales, la Red Agroalimentaria de Venezuela (RAV; <http://redagroalimentaria.org>) mantiene un conjunto de bases de datos que permiten obtener información sobre distintos aspectos relacionados con la agricultura y la agroalimentación.

Las cifras extraoficiales de producción agrícola vegetal que se manejan demuestran, salvo en contadas excepciones, la importante caída que ha experimentado la misma. Cuadro 1.

Las cifras estimadas por Fedeagro para 2020, a partir de las adquisiciones nacionales realizadas por la agroindustria, merecen algunas observaciones puntuales.

El aumento experimentado por el café parece no deberse al aumento en la producción nacional, sino más bien al procesamiento de materia prima extranjera no contabilizada como tal (también ocurre en otros rubros), mientras que el reflejado para la soya, si bien no está excepto de la influencia distorsionante señalada, en buena parte se corresponde con un intento en curso para el relanzamiento del cultivo, particularmente en Turén, estado Portuguesa, el cual ya se viene sembrando, en pequeña escala, desde hace unos años en el oriente del país (estado Anzoátegui).

Por otro lado, el frijol viene mostrando un aumento en producción (y superficie), dado que ha pasado a ocupar los espacios dejados por otros rubros, en virtud de que hay un aumento en la demanda, tiene costos de producción relativamente bajos e inclusive se ha abierto una modesta ventana para su exportación. En la medida en la que se ha materializado el mencionado incremento, los agricultores empiezan a detectar ataques de plagas y enfermedades no observadas previamente.

Cuadro 1. Producción (Tm) de cultivos importantes en Venezuela

Cultivo	1997	2007	2013	2018	2020
Arroz	792.239	1.048.282	1.084.012	699.238	224.120
Maíz	1.199.219	2.440.778	2.454.477	1.776.252	524.390
Sorgo	420.996	471.852	151.929	44.381	----
Café	18.529	20.457	29.689	24.303	341.200
Cacao	18.529	72.000	61.875	56.525	----
Caña de azúcar	6.428.958	9.448.160	6.606.443	4.335.727	2.130.000
Cambur	1.122.693	551.823	451.689	649.983	----
Plátano	189.453	306.665	530.204	754.111	----
Mango	143.403	76.253	48.336	105.789	----
Naranja	513.709	412.256	376.567	378.832	25.130
Caraota	18.633	20.337	6.634	----	----
Frijol	13.025	16.771	8.154	46.150	33.000
Cebolla	136.45	258.903	173.647	185.044	34.600
Pimentón	62.009	127.905	83.335	142.224	12.530
Tomate	261.476	207.287	151.894	182.918	39.627
Papa	322.141	456.399	554.852	445.679	21.320
Yuca	408.992	415.756	725.677	427.736	----
Ajonjolí	28.054	17.020	20.431	46.348	10.500
Girasol	8.570	15.514	58.389	4.280	0
Maní	1.534	1.094	3.523	2.172	----
Palma	316.022	327.092	397.143	452.907	----
Soya	6.518	42.799	17.678	5.407	19.900

Elaboración propia a partir de datos obtenidos de Fedegro. (<https://fedegro.org/estadisticas-agricolas/>) y comunicaciones personales en lo relativo a estimaciones de lo producido el año 2020).

Cuando se compara la producción de algunos rubros (años 2019 y 2020) y sus porcentajes de satisfacción de las necesidades nacionales (% de abastecimiento) encontramos que el frijol, que es el que mejor se comporta, solo llega a cubrir el 59% de lo que demanda el país; el resto de los rubros, en los mejores casos (arroz y café), solo alcanzan a satisfacer el 19% de las necesidades de los consumidores nacionales (Cuadro 2).

En términos generales, se acepta que la producción agrícola nacional no alcanza, en promedio, al 20% de lo que consume el país, cifra que se hace más llamativa cuando entendemos que ese consumo está muy disminuido por la reducción en la capacidad adquisitiva de los venezolanos.

Ante la reiteradamente señalada falta de cifras oficiales sobre la producción agrícola en Venezuela y tratando de complementar la información que se obtuvo de especialistas consultados y de fuentes indirectas, se instrumentó un formulario de consulta web (Google forms) que se distribuyó selectivamente entre un grupo de personas vinculadas con la coordinación del proyecto de la Facultad de Agronomía de la UCV “Evaluación de la situación de la Sanidad Vegetal en Venezuela” del que fuimos participante, solicitándoles el reenviarlo a relacionados de su confianza, buscando el obtener la mayor cantidad de información fiable posible.

El cuestionario fue respondido por 67 personas y su contenido consolidado se incluye, desglosado por interrogante, a continuación.

Cuadro 2. Porcentaje de satisfacción de las necesidades por parte de la producción nacional (<https://fedeaagro.org/estadisticas-agricola/>).

Estimados de Producción 2020 en Toneladas					
Rubro	Consumo Nacional Deseable Nacional	Producción 2020	Producción 2019	Aumento (%) 2020 vs 2019	% de Autoabastecimiento
Maíz 1 y 2	4.000.000	524.390	450.000	17%	13
Arroz	1.200.000	224.120	238.650	-6%	19
Sorgo	2.500.000 ton junto al maíz amarillo	2.128	3.253	-35%	Equivale al 0,4 % de la necesidad de cereales
Caña de Azúcar 3	15.000.000	2.130.000	2.300.000	-7%	14
Café 4	1.800.000	341.200	362.600	-6%	19
Papa 5	472.030	21.328	26.679	-20%	5
Tomate 5	390.000	39.627	52.138	-24%	10
Cebolla 5	322.050	34.600	43.347	-20%	11
Pimentón 5	168.000	12.530	14.523	-14%	7
Naranja 5	400.000	25.130	31.526	-20%	6
Girasol	720.000 (en grasas)	0	0	0%	0
SOYA	720.000 (en grasas)	19.900	19.750	1%	0
FRIJOL 6	56.000	33.000	30.000	10%	59
Ajonjolí	14.000	10.500	14.000	-25%	Mayormente Exportación

(1) Demanda de maíz blanco: 1.400.000 t, de Maíz Amarillo: 2.500.000 t

(2) Para el cálculo de abastecimiento de maíz y arroz se convierte la producción húmeda en neta acondicionada

(3) La producción es en Caña de Azúcar y su relación es: 1.000 kg de caña = 80 Kg de Azúcar

(4) Cifra en Quintales 1 quintal = 46 kg

(5) Los datos de esta columna se corresponden a la contribución de la producción interna al consumo fresco deseable ya que estos rubros no se importan

(6) ALREDEDOR DEL 70 DE LA PRODUCCIÓN SE EXPORTA

A continuación, los resultados de la mencionada consulta:

Al contestar esta encuesta usted se identifica fundamentalmente como:

Como se evidencia en la Figura 1, la proporción de opiniones estuvo convenientemente distribuida entre los diversos tipos de actores, salvo por razones obvias en la Venezuela de hoy, por la poca contribución obtenida de parte de funcionarios de gobierno.

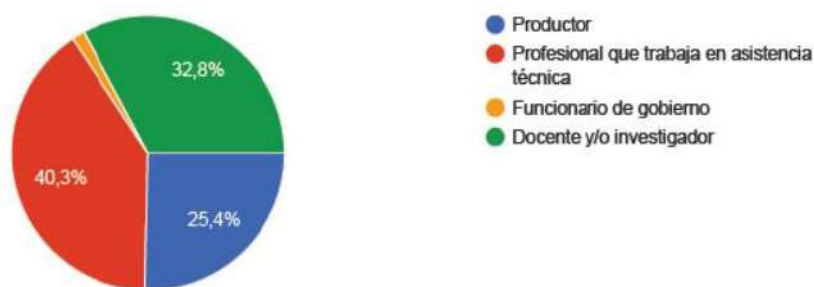


Figura 1. Auto calificación de los individuos que respondieron la consulta.

Es importante destacar que más del 65% de las respuestas se obtuvo de personas directamente involucradas en la producción agrícola primaria, bien como agricultores o en el papel de profesionales vinculados a dicha producción.

Estado(s) para el o los que considera válida su información

Salvo en los estados Amazonas y Bolívar, del resto de las entidades político territoriales, fue posible obtener al menos una opinión, con la muy fuerte contribución de estados agrícolas tales como Portuguesa, Aragua y Guárico (Figura 2), siendo importante haber podido contar con contribuciones de todas aquellas realidades agrícolas en las que se adelanta la agricultura actualmente.

Como resultado de la cobertura geográfica lograda se obtuvo información no solo indicativa de lo que se está sembrando más abundantemente, sino también de los que se mantienen como cultivos tradicionales en la agricultura venezolana.

Señale el cultivo o cultivos sobre los que opinará y mencione, a continuación, y en este mismo espacio, sus plagas principales en los dos últimos años

Bajo este enunciado se incluyeron respuestas abiertas a la redacción del informante, lo que de alguna manera impone ciertas liberalidades a la hora de su interpretación.

Con esta premisa podemos señalar que, en cuanto a los rubros sembrados, los cereales maíz y arroz son los más cultivados en Venezuela, y en mucha menor proporción el sorgo, todos con reducciones significativas cuando se compara con años anteriores, pero siendo una constante a la hora de ser señalados como los que más ocupan a los dedicados a la producción primaria.

A partir de estos, el resto de rubros reflejan lo que ha sido la agricultura venezolana por muchos años, con el café y el cacao como expresión de una tradición productiva nacional, la caña de azúcar

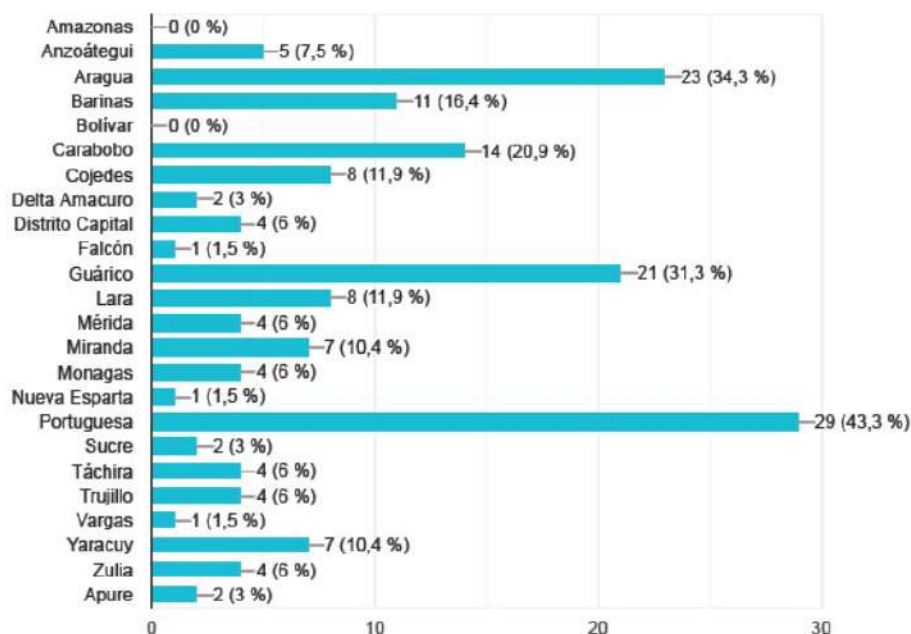


Figura 2. Número de encuestas y porcentajes de respuestas por entidad.

que pareciera estar en una etapa de recuperación, las musáceas satisfaciendo la demanda nacional e incursionando tímidamente en los mercados internacionales, las leguminosas con un predominio notable del cultivo de frijoles en los últimos años por sus bajos costos de producción y demanda segura, los frutales con un potencial que espera por su oportunidad, las raíces y tubérculos con la yuca y la papa como su expresión más abundante y las hortalizas concentradas en tomate, cebollas y pimentones.

Vale quizás mencionar que la consideración de los pastos como rubro a tener en cuenta, resalta como uno de los recursos agrícolas que menos atención comparativa ha recibido, cuando en realidad es la base de uno de nuestros sistemas productivos más importantes, la ganadería.

Igualmente, en el caso de las oleaginosas, la situación actual apunta a la permanencia muy reducida del ajonjolí, más como un producto de confitería que como productor de aceite, la palma subsiste en lo plantado en otras épocas, pero con tendencia a la expansión y aparece nuevamente, con una cierta inestabilidad, la soya, tanto en los Llanos Occidentales como en el Oriente del país.

Al revisar las indicaciones relacionadas con problemas fitosanitarios de importancia, no encontramos variaciones apreciables en cuanto a los que lo han sido tradicionalmente, salvo en lo relativo a arroz, cítricas y musáceas.

El arroz, cultivado exitosamente en Venezuela, viene enfrentando el problema serio del vaneamiento de sus espigas por causas que han generado controversia entre los conocedores del rubro. Por un lado, se ha hecho notoria la presencia de un ácaro que se correlaciona con la proliferación de espigas sin granos (vanas), particularmente en el estado Guárico, mientras que en Portuguesa, aunque también presente el ácaro, algunos conocedores le atribuyen el problema al aumento de las temperaturas nocturnas.

En el caso de las cítricas, el establecimiento absolutamente destructivo de la enfermedad Huanglongbing (HLB) en las más importantes zonas de producción nacional, sin que exista capacidad de respuesta inmediata, hace prever como de echo se está evidenciando, una merma importantísima en la producción y calidad de lo que se cosecha, que hace predecible la desaparición del cultivo como rubro comercial.

Por otro lado, las musáceas, específicamente los cambures (bananos) vienen siendo afectados por una “marchitez” que empieza a inducir el abandono del cultivo en la zona central del país y que pone en riesgo cierto el abastecimiento nacional del producto. El o los agentes causantes no han sido claramente determinados y los materiales sembrados muestran una susceptibilidad notoria a la enfermedad, sin que se identifiquen alternativas de reemplazo para los mismos.

La aparición de una raza tropical, muy destructiva a nivel mundial, del hongo *Fusarium* en Colombia, ha encendido las alarmas del sector dedicado a la producción de musáceas en Venezuela, lo que ha promovido acciones tendentes a evitar o al menos retardar al máximo su eventual introducción al país. Contra el accionar de este patógeno no existen en el país materiales genéticos ni tratamientos capaces de evitar exitosamente el avance de la enfermedad.

El resto de los problemas fitosanitarios mencionados no pareciesen novedosos en cuanto a los agentes causantes, aunque no por ello sin importancia, debiéndose tener en cuenta que, ante la inexistencia de un programa de vigilancia epidemiológica, las certezas en este aspecto no pueden ser absolutas.

Cuándo se presentan problemas de plagas ¿Quién se encarga, en primera instancia, de su solución?

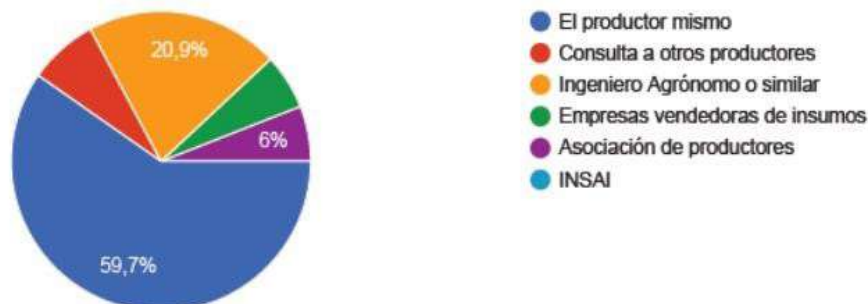


Figura 3. Responsables de la toma de decisiones en cuanto al control de plagas

Según el 60% de las respuestas (Figura 3), son los propios productores quienes se encargan de decidir las medidas a tomar cuando enfrentan problemas con plagas en sus cultivos. Sorprende gratamente que un 21% recurren a la asistencia de un profesional para adoptar decisiones, lo que unido al respaldo de las asociaciones gremiales, representantes técnicos de casas expendedoras de insumos agrícolas y el apoyo de otros productores, hace suponer la existencia de una red informal de asistencia técnica con experticia y capacidad de respuesta.

Resalta igualmente la falta de servicios de asistencia técnica de carácter gubernamental y que el INSAI, órgano de competencia oficial, no tenga un rol referente en este tema.

¿Hay problemas para obtener los insumos químicos requeridos para el control de las plagas?

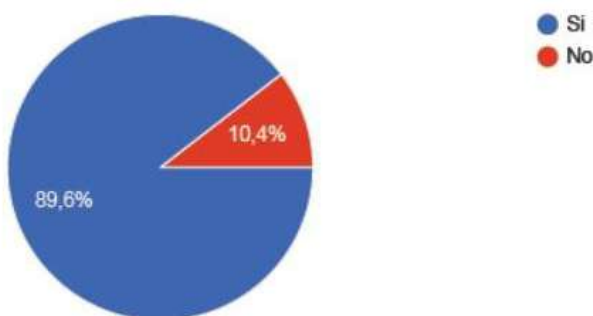


Figura 4. Dificultad para obtener insumos químicos para el control de plagas.

En este aspecto, las respuestas marcan lo que ha sido una constante a la hora de tratar de obtener insumos agrícolas para la protección de los cultivos. La inmensa mayoría de los consultados encuentran dificultades a la hora de obtener lo que requieren (Figura 4), a lo que se añade la existencia de productos de origen y calidad dudosa, en algunos casos comercializados bajo nombres falsificados.

¿Cuál(es) tipo(s) de producto(s)?

A pesar de las diferencias porcentuales entre tipos (Figura 5), adquirir cualquier plaguicida es una dificultad sentida en el campo venezolano.

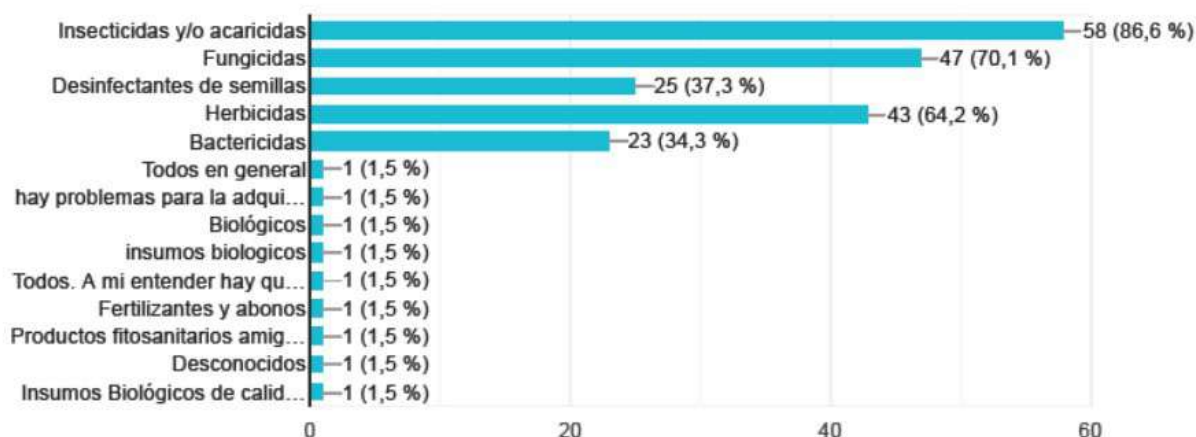


Figura 5. Dificultades comparativas para obtener insumos para el control de plagas.

¿Ha tenido acceso o le han ofrecido elementos biológicos para el control de las plagas?

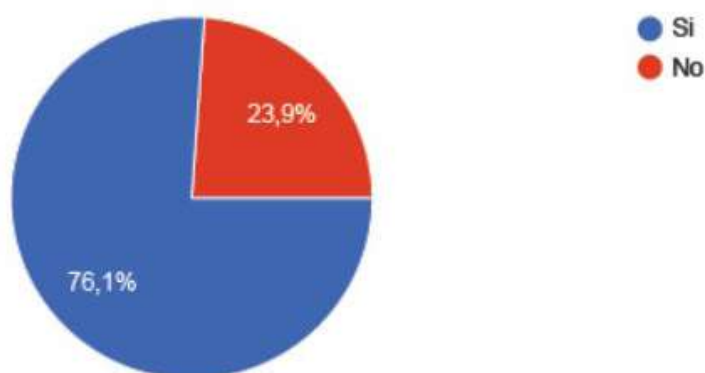


Figura 6. Oferta de insumos biológicos para el control de plagas

A pesar de lo señalado en relación con los insumos químicos, llama la atención que exista una oferta en lo que a biológicos se refiere (Figura 6). La existencia de emprendimientos locales en la producción y comercialización de agentes biológicos para el control de plagas, incentivados por las dificultades de obtener químicos, pueden ser parte de la explicación.

¿Cuál(es) elemento(s) biológicos?

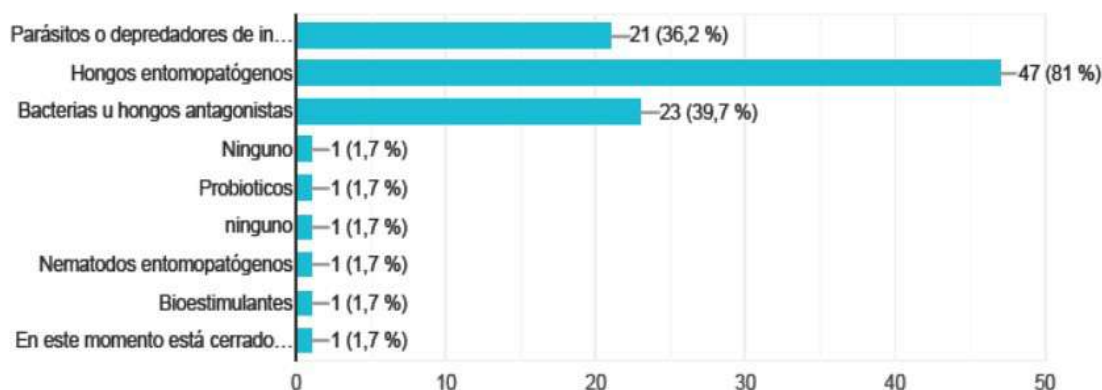


Figura 7. Tipo de insumos biológicos disponibles en el mercado nacional

Las respuestas confirman que los hongos entomopatógenos son los elementos biológicos que más se ponen a la disposición de los agricultores, quizás debido a su mayor facilidad de producción, pero sobre todo por manipulación y aplicación en el campo cuando son comparados con parásitos y depredadores (Figura 7).

¿Qué dificultades se tienen para conseguir plaguicidas?

Las respuestas confirman que existen dificultades para obtener plaguicidas químicos, fundamentalmente por su escasez (Figura 8), que asimismo presiona los precios al alza, haciendo muy difícil el tomar decisiones en cuanto a cómo y con qué enfrentar los problemas causados por las plagas.

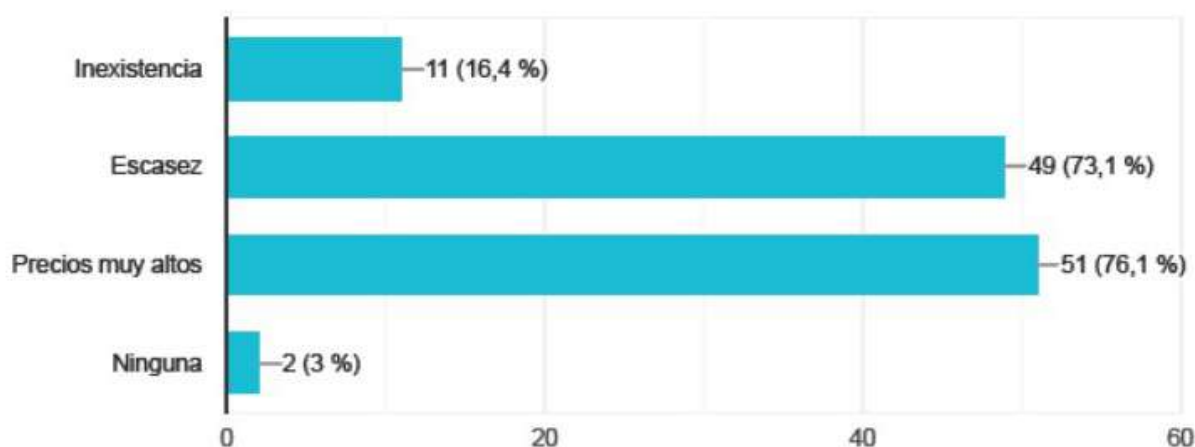


Figura 8. Dificultades para obtener plaguicidas en el mercado nacional.

Si ha aplicado plaguicidas ¿Cuál ha sido el resultado?

Ante la interrogante de cuál fue la respuesta a los tratamientos con plaguicidas (Figura 9), una mayoría significativa la califica de regular, mientras que un tercio de los consultados la consideró como buena. Un muy bajo porcentaje (3,2%) consideró malo el resultado obtenido al aplicar plaguicidas químicos.

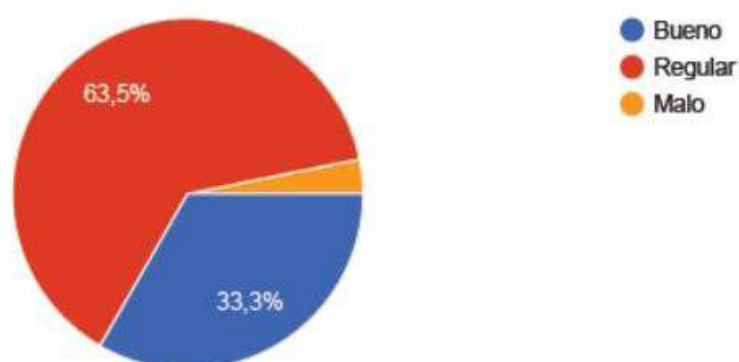


Figura 9. Satisfacción con el resultado de la aplicación de plaguicidas.

¿Se informa a la autoridad competente (INSAI) de la aparición de brotes de plagas?

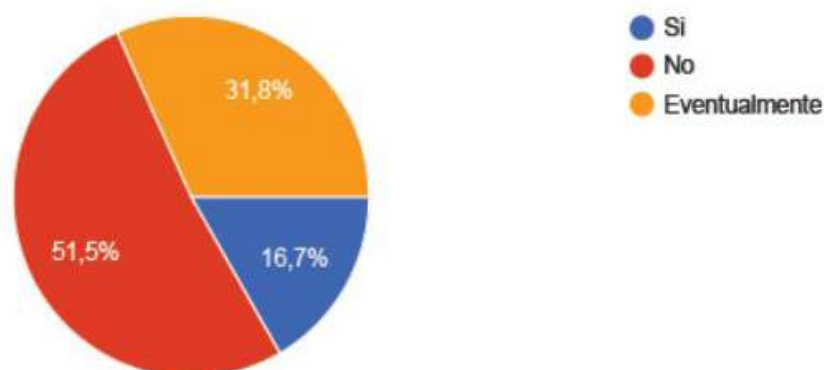


Figura 10. Información de los problemas de plagas a la autoridad competente (INSAI)

Cuando se exploró el grado de información que le suministra el sector productivo primario al INSAI, al momento de los ataques por plagas que sufren sus cultivos, destaca que solo un 32% informa eventualmente de ellos, mientras que la mitad de los productores se abstiene de hacerlo (Figura 10).

Suponemos que esto tiene que ver con cuán inusuales son dichos ataques (los reportados), tanto en relación con el agente causante como con la magnitud del daño. En esta circunstancia deben ubicarse recientemente los casos de los cítricos y las musáceas.

¿Visita el INSAI las fincas para constatar el estado sanitario de los cultivos?

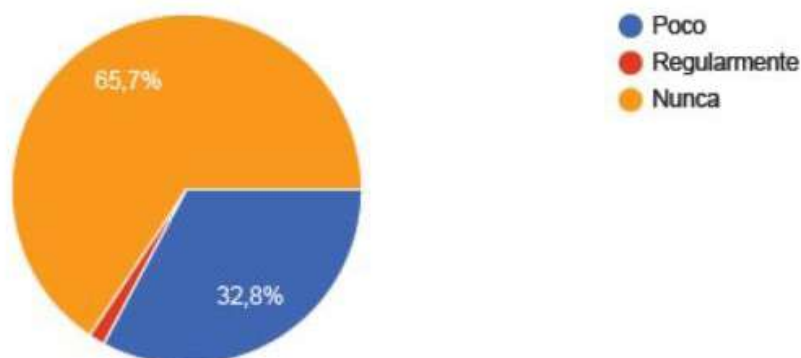


Figura 11. Presencia del INSAI a nivel de campo.

Tratando de apreciar el grado de participación del INSAI en el seguimiento de la situación fitosanitaria agrícola en Venezuela (Figura 11), se puede afirmar, en función de las respuestas revisadas, que este es bastante bajo y que vale la pena intentar dilucidar si esto se debe a un problema de prioridades de la organización y/o a carencia de recursos para el cumplimiento de esta importante función.

Como se desprende de todo lo anteriormente expuesto, la situación de la agricultura venezolana en general, y la del sector vegetal en particular, no es la más satisfactoria debido a causas predominantemente extrínsecas a ella, las cuales complican las de por sí ya difíciles realidades de conducir procesos biológicos como el agrícola, máxime cuando están sujetos a variaciones del ambiente cada vez menos predecibles. Una combinación de políticas públicas apropiadas y la implementación de los avances tecnológicos disponibles hacen suponer un futuro más sostenible para la actividad.

Ácaros plagas más importantes que afectan rubros agrícolas en Venezuela

Bárbara Nienstaedt

Instituto de Zoología Agrícola. Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela, Apdo. 4579, Maracay 2101, Aragua, Venezuela

RESUMEN

El grupo de los ácaros presenta una gran variedad de especies que tienen importancia agrícola, porque están presente en casi todos los cultivos, siendo *Polyphagotarsonemus latus*, *Steneotarsonemus spiniki*, *Tetranychus urticae* y *Varroa destructor* las especies consideradas de mayor importancia económica en Venezuela. Entre las principales debilidades que se presentan para su manejo se tienen la dificultad para detectarlos a tiempo, debido entre otros factores a su pequeño tamaño; así como el desconocimiento acerca de los aspectos biológicos, ecológicos y de su control y cuando los detectamos, están causando problemas sanitarios y pérdidas económicas. En Venezuela, para su control, los agricultores dependen casi exclusivamente de aplicaciones de agrotóxicos organosintéticos; en el caso de los productos botánicos, se conoce poco sobre su efectividad. A fin de contribuir al conocimiento de las especies consideradas más importantes en el país, en este trabajo se discuten aspectos sobre la biología, ecología, control y manejo de las especies: *Polyphagotarsonemus latus*, *Steneotarsonemus spiniki*, *Tetranychus urticae* y *Varroa destructor*.

Palabras clave: Agronomía, *Polyphagotarsonemus latus*, *Steneotarsonemus spiniki*, *Tetranychus urticae*, *Varroa destructor*.

Most important mite pests affecting agricultural crops in Venezuela

ABSTRACT

Mites presents a great variety of species of agricultural importance, because they are present in almost all crops, being *Polyphagotarsonemus latus*, *Steneotarsonemus spiniki*, *Tetranychus urticae* and *Varroa destructor* the species considered of major economic importance in Venezuela. Among the main weaknesses in their management are the difficulty to detect them in time, due to their small size, among other factors, as well as the lack of knowledge about the biological and ecological aspects and their control, and when they are detected, they are causing sanitary problems and economic losses.

*Autor de correspondencia: Bárbara Nienstaedt

E-mail: barbaranienstaedt@gmail.com

In Venezuela, for their control, farmers depend almost exclusively on applications of organosynthetic pesticides; in the case of botanical products, little is known about their effectiveness. In order to contribute to the knowledge of the species considered most important in the country, this paper discusses aspects on the biology, ecology, control and management of the following species: *Polyphagotarsonemus latus*, *Steneotarsonemus pinki*, *Tetranychus urticae* and *Varroa destructor*.

Key words: Agronomy, *Polyphagotarsonemus latus*, *Steneotarsonemus pinki*, *Tetranychus urticae*, *Varroa destructor*.

INTRODUCCIÓN

Los ácaros pertenecen a un grupo de arácnidos de gran importancia agrícola, por tener una gran variedad de especies plagas. Entre las familias que más destacan se mencionan Tetranychidae, Tarsonemidae, Tenuipalpidae y Eriophyidae. Según Moraes y Flechtmann (2008), los ácaros fitófagos presentan dos estiletes, con los cuales penetran las células de la planta. Al romperse las células, sus fluidos vienen a la superficie de la hoja y son absorbidos por el ácaro. El resultado de la succión es una clorosis del tejido afectado que aumenta desde unos pocos puntos amarillos, hasta la pérdida completa del pigmento y muerte de la célula.

Por su tamaño tan pequeño, este grupo es difícil de detectar, lo que hace más complejo su manejo. En Venezuela, los agricultores dependen casi exclusivamente de aplicaciones de agrotóxicos organosintéticos. La utilización excesiva e inadecuada de estos productos, ha sido relacionada con problemas ecológicos, afectación de organismos benéficos, desarrollo de resistencia y con la puesta en riesgo de la salud de los agricultores y consumidores (Soto, 2013). El uso de insumos fitoprotectores alternativos y ecológicamente sustentables para el control de estos artrópodos, es poco frecuente en nuestra agricultura. Uno de los factores responsables por su poca utilización es el deficiente conocimiento sobre su eficiencia en relación a la productividad que se puede alcanzar cuando se aplican (Venzon *et al.*, 2008).

Una estrategia que puede contribuir con éxito a programas de manejo integrado de plagas, es la utilización de compuestos naturales extraídos de plantas, los cuales vienen siendo ampliamente estudiados, con resultados promisorios en el control de ácaros fitófagos (Venzon *et al.*, 2008) y la liberación de los ácaros depredadores *Phytoseiulus macropilis* (Banks), *Phytoseiulus persimilis* (Athias-Henriot) y *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Acari: Phytoseiidae), entre otros, los cuales presentan eficiencia depredadora (Croft *et al.*, 1998).

Dada la importancia de este grupo de arácnidos plaga, en este trabajo se discuten aspectos sobre la biología, ecología, control y manejo de las especies: *Tetranychus urticae*, *Steneotarsonemus pinki*, *Polyphagotarsonemus latus* y *Varroa destructor*, consideradas las especies de ácaros más importantes en Venezuela.

***Tetranychus urticae* Koch (ácaro de las dos manchas).**

En el mundo se conocen alrededor de 1 250 especies de ácaros pertenecientes a la familia Tetranychidae que se alimentan de 3 877 plantas huéspedes, de las cuales solo 100 se consideran de importancia económica (Hoy, 2011). La mayoría de las especies de ácaros plagas de importancia agrícola pertenecen a la subfamilia Tetranychinae, especialmente los géneros *Tetranychus*, *Eotetranychus*, *Oligonychus* y *Panonychus* (Zhang, 2003).

La importancia de esta especie en Venezuela, se evidencia en la variedad de cultivos de los cuales se alimenta, tales como mora (*Rubus ulmifolius*), fresa (*Fragaria* sp.), tomate (*Solanum lycopersicum*), pimentón (*Capsicum annuum*), rosa (*Rosa* spp.), gerbera (*Gerbera jamesonii*), ají (*Capsicum* spp.), caraota (*Phaseolus vulgaris*), frijol (*Vigna unguiculata*), melón (*Cucumis melo*) y berenjena (*Solanum melongena*) (Nienstaedt y Aponte, 2011; Reséndiz y Castillo, 2018).

Tetranychus urticae es un ácaro fitófago con alto potencial reproductivo, ciclo de vida corto, tasa de desarrollo rápido y capacidad para dispersarse rápidamente. Su tamaño oscila entre 0,4 y 0,6 mm en el caso de la hembra adulta, que tiene un aspecto globoso (Figura 1) (Yáñez *et al.*, 2014). El macho es más pequeño y aperado. Se reproduce mediante partenogénesis de tipo arrenotoquia en la que los machos se desarrollan a partir de huevos no fertilizados (haploides), mientras que las hembras se desarrollan a partir de huevos fecundados (diploides). Esta especie presenta una proporción de sexos entre 2:1 y 9:1 hembras: machos. Cada hembra adulta puede poner unos 100-120 huevos, con una tasa de 3-5 huevos por día. Sin embargo, estas cifras pueden variar según la cantidad y la calidad del alimento, o las condiciones ambientales. Tiene un ciclo de vida corto que consta de cinco fases de desarrollo (huevo, larva, protoninfa, deutoninfa y adulto). Entre cada fase hay períodos quiescente o inactivo, en la que adoptan una posición característica, recibiendo el nombre de crisálidas (protocrisálidas, deutocrisálidas) (Argolo, 2012).

Las condiciones ambientales favorables para su desarrollo son temperaturas elevadas y baja humedad. En climas fríos, este ácaro presenta baja actividad, mientras que, en los países mediterráneos, donde la temperatura es suave, esta araña puede estar activa durante todo el año. En condiciones óptimas (30 °C) completa su ciclo en 9 días (García *et al.*, 1991; García y Ferragut, 2002; Aucejo, 2005; Argolo, 2012).

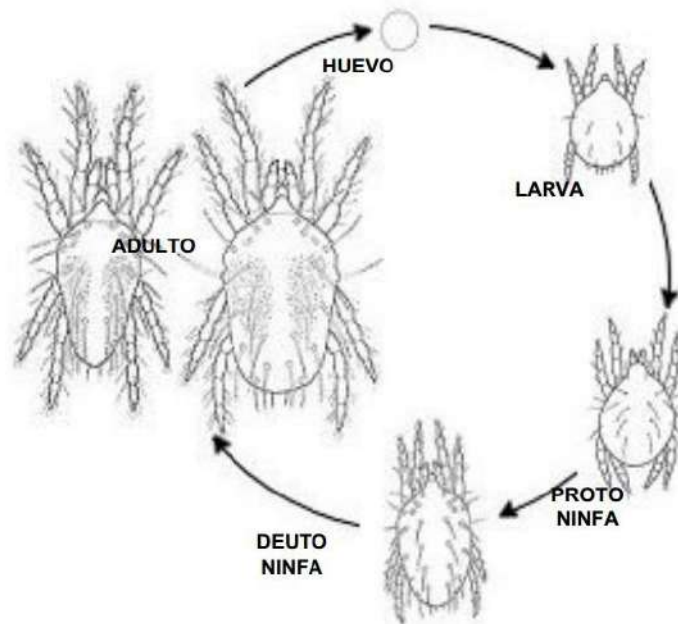


Figura 1. Ciclo de vida de *Tetranychus urticae* (Koch).

Fuente: Yáñez *et al.*, 2014.

Su daño consiste en la remoción del contenido celular, quedando la célula prácticamente vacía. Pocos individuos sobre la superficie foliar causan daños aislados en las células, pero a medida que la población se incrementa y la alimentación continúa, se incrementa el tamaño de las manchas cloróticas, las cuales se van agrandando progresivamente hasta afectar completamente la superficie foliar, causar necrosis y caída de las hojas. Las áreas cloróticas que presentan las hojas, es la manifestación del daño en ambas caras de la misma. En el tejido de empalizada, solamente es dañada la célula penetrada, no estando afectadas las células adyacentes, por lo tanto, no causan daño en los elementos conductores del parénquima. Además de las hojas, estos pueden afectar flores y frutos (Jeppson *et al.*, 1975).

En Venezuela el control se realiza principalmente con plaguicidas tales como abamectina, flufenoxuron, fenbutaestán, fenpiroximato, piridabén, azufre, spiromesifen y tebufenpyrad (Experimentación personal de la Ing. Nienstaedt Bárbara, 2019).

Abamectina, endosulfán, fenpropatrín, oxidemetón metílico y propargite ya no tienen la efectividad biológica para controlar la araña roja y aumentan el nivel de resistencia (Villegas *et al.*, 2010).

El control biológico es una de las mejores alternativas para el control de este ácaro. Jeppson *et al.* (1975), mencionan que para el manejo de los ácaros plagas pertenecientes a la familia Tetranychidae, existen especies de ácaros depredadores como *Phytoseiulus persimilis* Athias y Henriot, 1957; *P. plumifer*; *P. corniger* y el hongo *Entomophthoras* sp., así como insectos y otras familias de ácaros.

Los fitoseídos constituyen la familia más importante de depredadores sobre los tetraníquidos, abarcando más de 2 250 especies descritas (Chant y McMurtry, 1994; McMurtry y Croft, 1997; Moraes *et al.*, 2004), de las cuales, aproximadamente el 15% han mostrado ser promisoras para el control biológico de ácaros plagas y otras especies. Para Venezuela, Doreste (1988), indica que dentro de la familia Phytoseiidae, los géneros *Amblyseius*; *Typhlodromus* y *Phytoseiulus*, son los más encontrados en los campos agrícolas. Así mismo, Aponte y McMurtry (1993), han señalado un total de 44 especies para esta familia, en diferentes plantas cultivadas y arvenses hospedantes, asociadas principalmente a los géneros *Amblyseius* Berlese 1914; *Euseius* Wainstein, 1967; *Iphiseiodes* DeLeon; *Neoseiulus* Hughes, 1948; *Paraphytoseius* Swirski y Shecter, 1961; *Phytoseiulus* Evans, 1952; *Proprioseiopsis* Muma, 1961; *Galendromus* Muma, *Phytoseius* Ribaga y *Typhlodromina* Muma; de las cuales actualmente en el mercado internacional existen para la venta comercial las especies *Phytoseiulus persimilis*, *Neoseiulus californicus* (McGregor), *Neoseiulus cucumeris* (Oudemans, 1930), *Galendromus helveolus* (Chant), para controlar principalmente ácaros y trips fitófagos. Esto ha generado en diferentes países la necesidad de conocer taxonómicamente este grupo, que a lo largo del tiempo ha avanzado considerablemente en países como Brasil y Colombia (Moraes *et al.*, 1982) y Argentina (Guanilo *et al.*, 2008).

Pucheta *et al.* (2006) indican que los hongos entomopatógenos tienen un gran potencial como agente de control microbiano. Los géneros que más se han usado en diferentes plagas son: *Metarhizium*, *Beauveria*, *Hirsutella*, *Paecilomyces*, *Verticilium* y *Aschersonia*.

***Polyphagotarsonemus latus* (Bank) (ácaro blanco del pimentón)**

Esta especie es conocida como ácaro blanco, ácaro amarillo o ácaro tropical. Es una especie polífaga de distribución cosmopolita que afecta a una amplia variedad de cultivos, tanto a nivel de

campo como en invernaderos (Cazorla y Morales, 2018; Marín, 1987) y ha sido señalado como plaga en más de 100 especies de plantas (Montoya, 2010).

Entre los cultivos atacados se señalan pimentón, tomate, berenjena, cítricos, ají, uva (*Vitis vinífera*), manzana (*Malus domestica*), papa (*Solanum tuberosum*), frijol, (Díaz *et al.*, 2016). Las pérdidas ocasionadas en la producción de pimientos por este fitófago pueden ser elevadas, desde un 30 hasta el 100% de la cosecha (Pupo y Acosta, 2018).

La hembra es ovalada, de color ámbar, con una raya blanca en el dorso de 0,2 mm de largo. El macho es más pequeño que la hembra y mide 0,14 mm de largo. Su color es blanco hialino, brillante, tornándose algo amarillento cuando tiene cierta edad. El cuerpo es corto, con el extremo del abdomen aguzado. Los huevos son semiesféricos, transparentes, hialinos, con dos o tres hileras de puntos blancos bien característicos. Las hembras los colocan en forma separada en la cara inferior de las hojas y también sobre los frutos. Las larvas son de color blanquecino y duran aproximadamente dos días. Los dos estados ninfales tienen un color blanquecino, con una mancha opaca en el abdomen. Se encuentran con facilidad a machos transportando ninfas. En una semana cumplen con su ciclo biológico y pueden llegar a tener más de 30 generaciones en el año (Figura 2) (Cazorla y Morales, 2018).

El ácaro blanco se encuentra durante todo el año en la plantación. Entre enero, febrero y marzo sus poblaciones son muy altas y se localizan en órganos jóvenes que brotan fuera de los ciclos fundamentales de la planta, principalmente sobre el cultivo de pimentón. Los periodos favorables, son febrero; marzo, abril, mayo y julio, agosto, con máximos en marzo, abril y mayo y están muy relacionados con los índices de rotación de las plantas y estas con la distribución y cantidad de lluvia (Rojas, 2002).

Esta especie de ácaro ataca con mayor avidez las partes anatómicas en desarrollo de las plantas, especialmente en el envés de las hojas, de las que se alimenta de su savia al perforar sus paredes celulares; esta acción les ocasiona a las plantas serios daños con una disminución de la fotosíntesis e inestabilidad hídrica, y las hojas se corrugan y en el envés se forma un tejido corchoso color castaño

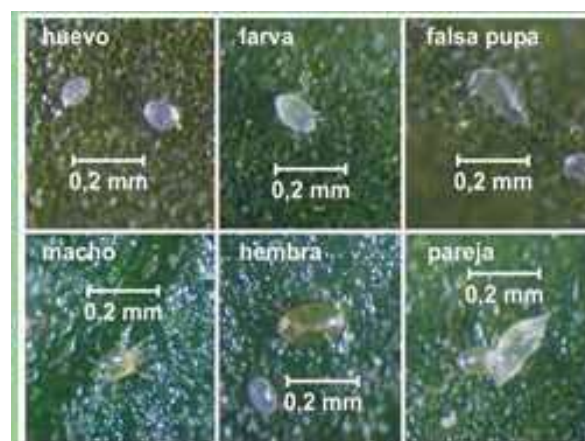


Figura 2. Ciclo de vida de *Polyphagotarsonemus latus* (Bank)

Fuente: (Cazorla y Morales, 2018).

entre las nervaduras que las vuelve quebradizas y gruesas. Atacan también los frutos y las flores sufren abortos; todos estos efectos fitopatológicos del ácaro traen como consecuencia cuantiosas pérdidas económicas para los agricultores (Cazorla y Morales, 2018). Los primeros síntomas se aprecian como un rizado en los nervios en las hojas apicales y brotes, con curvaturas en las hojas más desarrolladas. En ataques más avanzados se produce enanismo y una coloración verde intensa de la planta, aborto de las flores y un endurecimiento general de los órganos vegetativos de las plantas. En los frutos la piel se pone rugosa, se deseca y su calidad se reduce significativamente (Martínez *et al.*, 2007). Este ácaro produce distorsión y decoloración de hojas, flores y frutos, por lo que afecta de forma directa la cantidad y calidad de los frutos y, por ende, disminuyen los rendimientos (Pupo y Acosta, 2018).

Esta especie ha sido difícil de controlarla, dado que presenta resistencia a un gran número de plaguicidas. El control químico se basa principalmente en abamectin, dicofol más tetradifon y azociclotin, jabón potásico, caldo sulfocálcico y spiromesifen (Raudez y Jiménez, 2018).

El uso de productos botánicos, tales como eucalipto (*Eucalyptus globulus* Labill), crisantemos (*Chrysanthemum indicum* L.), ajo (*Allium sativum* L.), oregano (*Origanum vulgare* L.), neem (*Azadirachta indica* A. Juss), madero negro [*Gliricidia sepium* (Jacq) Steud] y chile (*Capsicum* sp. L), por mencionar algunas, representan una opción (Jimenez *et al.*, 2015). Una alternativa biológica efectiva es el uso de ácaros depredadores siendo las especies más indicadas *Amblyseius largoensis* Muma y *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Imbachi *et al.*, 2012), y hongos entomopatógenos, tales como *Beauveria bassiana*, *Hirsutella nodulosa* y *Metarhizium anisopliae*.

***Varroa destructor* (Anderson y Trueman) (ácaro varroa)**

Este ácaro es parásito de la abeja (*Apis mellifera* L.), y es una de las principales plagas que causan grandes pérdidas en la producción de miel y sus derivados en los países productores. Hasta hace poco los ácaros varroa que afectan a *Apis mellifera* en todo el mundo se suponía que eran *V. jacobsoni*. Sin embargo, se ha determinado que estos ácaros son en realidad *V. destructor* (Anderson y Trueman, 2000).

Este ácaro ha tomado gran importancia en todo el mundo desde su primer reporte en 1904 y desde su entorno asiático invadió a Europa, África y finalmente América, cambiando su hospedante natural *Apis cerana* por *Apis mellifera*. Además del daño, este actúa como vector de enfermedades virales, lo que incrementa la muerte de las abejas (Fúquene y Tibatá, 2019).

Esta especie es forética (se desplaza de una colmena a otra, transportado por las abejas), ectoparásito obligado y presenta un claro dimorfismo sexual (Llorente *et al.*, 1995). La hembra es el verdadero parásito de la abeja, el macho no está adaptado al parasitismo por lo que muere después de aparearse (Castillo, 1992). Las hembras tienen forma elipsoidal, deprimida dorso-ventralmente y varía de tamaño de acuerdo a las diferentes zonas geográficas. Su color va del rojizo a café intenso y su consistencia es coriácea.

La hembra fértil inicia el ciclo biológico (Figura 3) al entrar en la celda para alimentarse del cuerpo graso de los insectos. Una vez en el interior, se aloja en el alimento de la larva y se mantiene inmóvil hasta que ésta lo consuma; este comportamiento puede ser una adaptación del ácaro para evitar la detección y eliminación por abejas limpiadoras. La hembra pone su primer huevo, entre 60 a 70 h de su ingreso a la celda; del que se desarrolla un macho haploide, mientras que los huevos femeninos subsecuentes son fertilizados y depositados en intervalos de 30 h. El ácaro pone hasta siete huevos en

1 a 2 días, estos eclosionan en ninfas, pero sólo dos o tres llegan a la fase adulta (Maldonado *et al.*, 2017). El ácaro madre hace un agujero en la cutícula de la pupa para que las ninfas se alimenten. Esta “zona de alimentación” se localiza generalmente en el quinto segmento de la pupa de la abeja y cerca del denominado sitio de acumulación fecal. Los ácaros varroa se vuelven sexualmente maduros inmediatamente después de la última muda (Maldonado *et al.*, 2017). La mayor infestación de este ácaro coincide con la mayor abundancia de alimento para las abejas, es decir, cuando las abejas están más activas. Para Venezuela esto no ha sido estudiado.

La varroasis ha causado la destrucción de numerosas colonias de abejas y la consiguiente reducción de apicultores, producción de miel y otros productos derivados de ésta, en diferentes partes del mundo después de su accidental introducción como plaga. La infestación que origina este ácaro generalmente ocasiona la muerte de las colonias (Maldonado *et al.*, 2017).

En las abejas adultas, esta parasitosis, provoca la disminución del tamaño y peso corporal hasta en un 29%. También provoca deformaciones en las alas, patas y abdomen. Disminuyen la longevidad de las abejas obreras y reinas, afectando sus posturas; los zánganos se reducen y hasta pierden su capacidad reproductiva. Las pupas muertas pueden alcanzar diferentes grados de putrefacción, convirtiendo a la colmena en un medio de cultivo apropiado para diferentes infecciones y esto conlleva a la disminución de los individuos productivos (Maldonado *et al.*, 2017).

Sustancias químicas y patógenos antagonistas del ácaro han sido utilizados para su control, además del mejoramiento genético de las razas de abejas buscando resistencia (Pérez, 2007). El control químico debe ser muy cuidadoso, porque hay que considerar el riesgo de las colmenas, así como el límite máximo de residualidad en la miel. Entre los productos más recomendados están: amitraz, flumetrina, tauflualinato, timol, ácido oxálico, ácido fórmico (Vandame, 2000)

Vásquez *et al.* (2000) indican que los requisitos que deben cumplir en general las sustancias químicas para el control de varroa son: No crear algún tipo de efecto nocivo contra las abejas o que, si lo produce, sea mínimo; no producir efectos negativos sobre los apicultores; que los productos apícolas no sean alterados de ninguna manera por su empleo; que el mayor efecto sea contra el ácaro; ser de fácil empleo; de fácil obtención en el mercado y de un bajo costo tanto en su precio como en su aplicación.

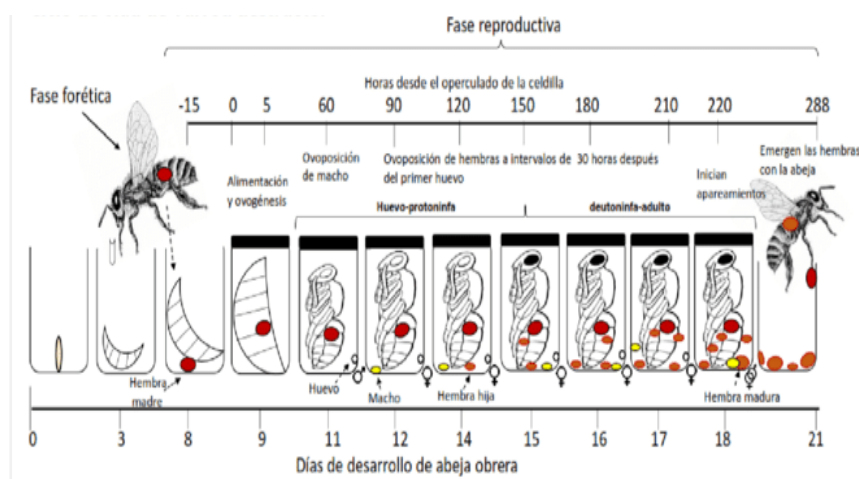


Figura 3. Ciclo de vida de *Varroa destructor* (Anderson y Trueman)

Fuente: Saucedo, 2019.

***Steneotarsonemus pinki* Smiley (ácaro vaneador del arroz)**

Está considerado como el ácaro más dañino del cultivo del arroz a nivel mundial. El género *Steneotarsonemus* está presente en Asia, regiones del Caribe; norte, centro y parte de sur de América, a través de 15 especies. Entre sus hospedantes se encuentran más de 70 especies vegetales, incluyendo malezas que crecen con el cultivo del arroz, como el arroz silvestre *Oryza latifolia* Desv., el pasto Argentina *Cynodon dactylon* (L.) Pers (Poaceae), el coquito *Cyperus iria* L. (Cyperaceae), palla *Oxycaryum* sp. (Cyperaceae), el junco *Cyperus articulatus* L. (Lezaun, 2020).

Steneotarsonemus pinki es una de las principales plagas en el cultivo de arroz, pudiendo ocasionar pérdidas de hasta un 90%. Uno de los métodos de dispersión de este ácaro es a través de una relación forética con la chinche *Tibraca limbativentris* Stal. En diferentes fincas arroceras en Calabozo (estado Guárico) y en el sector Mata Oscura (municipio Anzoátegui, estado Cojedes), se encontró por primera vez en Venezuela que los individuos de *T. limbativentris*, representan un importante mecanismo de transporte y dispersión del ácaro blanco. No se halló relación forética entre *S. pinki* y *T. obscurata*. Este registro es básico para desarrollar estrategias claves en el manejo integrado de las poblaciones de ambas especies plaga (Nienstaedt *et al.*, 2018). La duración del ciclo de vida del ácaro está relacionada con las condiciones de temperatura y humedad relativa. Lezaun (2020), describe que las temperaturas entre 22 y 32 °C y HR > 80% son condiciones favorables para el desarrollo de este ácaro y la temperatura < 21 °C y > 35 °C reducen su supervivencia. Santos *et al.* (1998) determinaron las generaciones de *S. pinki* para las diferentes zonas productoras de arroz en Cuba e indican una duración de 12,2 días a 20 °C; 5,11 días a 29 °C y 4,9 días a 34 °C. El umbral mínimo de desarrollo fue 16,1°C para el período embrionario, 15,9 °C para el desarrollo larval y 16,1 °C para el ciclo total. Bajo buenas condiciones para el crecimiento de la especie, se producen más hembras que machos. Las fases de desarrollo se componen de huevo, larva (3 pares de patas), pupa o larva inactiva (fase inmóvil), hembra y macho, habiendo en esta última fase dimorfismo sexual, típico de los Tarsonemidae, caracterizado porque el macho tiene el cuarto par de patas robustas y sin funcionalidad para caminar y la usan para cargar la pupa hembra para garantizar que sea fecundada (Figura 4) (Lezaun, 2020).

S. pinki, es muy pequeño y no se puede ver a simple vista. Se localiza, frecuentemente, en la parte interna de las vainas de las hojas, lo que hace difícil su diagnóstico y control. Los síntomas más evidentes causados por *S. pinki*, se producen durante o después de la emergencia de la panícula, como el vaneado y manchado de los granos en formación. El vaneamiento varía de acuerdo a la intensidad del ataque. Los daños causados por la infestación del ácaro del arroz, pueden ser directos debido a la alimentación e indirectos por la inyección de toxinas durante la alimentación y por la diseminación de fitopatógenos, especialmente hongos y bacterias. Las plantas de arroz atacadas, por lo general, se atrofian y presentan problemas en su desarrollo como deformación de panículas y de inflorescencias, tejidos necróticos y deshidratados, puntos de color café sobre la pared de los granos, esterilidad, y reducción en la calidad del grano y en el número de panículas. Cuando se evidencian estos síntomas en las panículas, la mayoría del daño ya ha sido hecho y es poco lo que se puede hacer para revertir el proceso. Entre los daños directos producidos por las picaduras de los ácaros en las vainas de las hojas, están la pérdida de humedad en los tejidos, daños tisulares (células vacías sin clorofila). Indirectamente, se ha demostrado, la introducción de sustancias tóxicas, las cuales estimulan deformaciones en el tejido vegetal, especialmente en el grano, induciendo el síntoma denominado “pico de loro”. También se ha demostrado que puede transportar sobre su cuerpo esporas del hongo *Sarocladium oryzae* y, producto de su alimentación, provoca la ruptura de los tejidos que conlleva a permitir la entrada de diversos de patógenos (OIRSA, 2017).

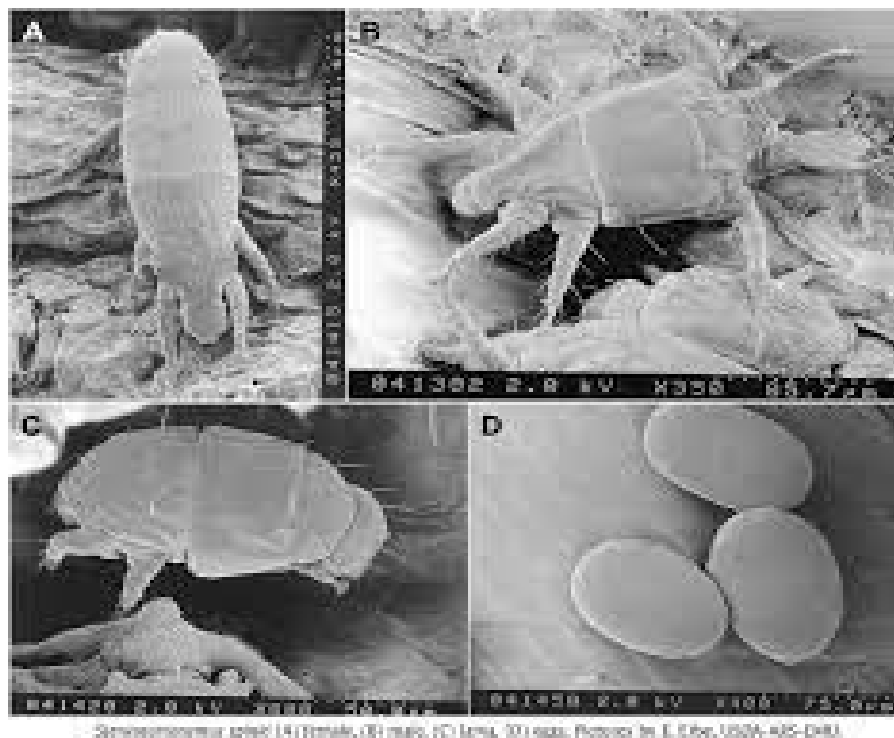


Figura 4. Ciclo de vida de *Steneotarsonemus pinki* Smiley

Fases de desarrollos: A (hembra), B (macho), C (larva) y D (huevo).

Fuente: Erbe, USDA-ARS-EMU, s/a.

Como medida de control se debe considerar la densidad de siembra, ya que en altas densidades se presentan problemas, principalmente de origen fúngico y bacteriano. Siembra temprana (caso Calabozo noviembre-diciembre), para impedir que coincida las lluvias con la salida de la panícula. Eliminación de soca y uso de bajas dosis de nitrógeno.

Los ácaros depredadores se destacan por estar presente en los cultivos de manera natural y el género *Neoseiulus* es uno de los más frecuente en el arroz; poco se conoce en Venezuela sobre la efectividad de esas especies como depredadores.

En el caso de los entomopatógenos *Beauveria bassiana*, *Metharhizium anisopliae*, *Paecilomyces fumosoroseus*, *Lecanicillium lecanii*, contra *S. pinki*, se encontró que cada especie de hongo ejerció una acción de control alrededor del 50% en condiciones de laboratorio; sin embargo, los resultados obtenidos en semicampo y campo, demostraron que la efectividad de estos productos tendía a disminuir considerablemente (OIRSA, 2017). En Venezuela se ha usado *Beauveria bassiana* y *Metharhizium anisopliae*, presentándose resultados similares a los descritos.

La estrategia que ha resultado excelente como medida de control, es bajar las poblaciones del chinche marrón *T. limbativentris* (Figura 5), que fue identificado como el vector por excelencia de esta especie de ácaro en Venezuela (Nienstaedt *et al.*, 2018).

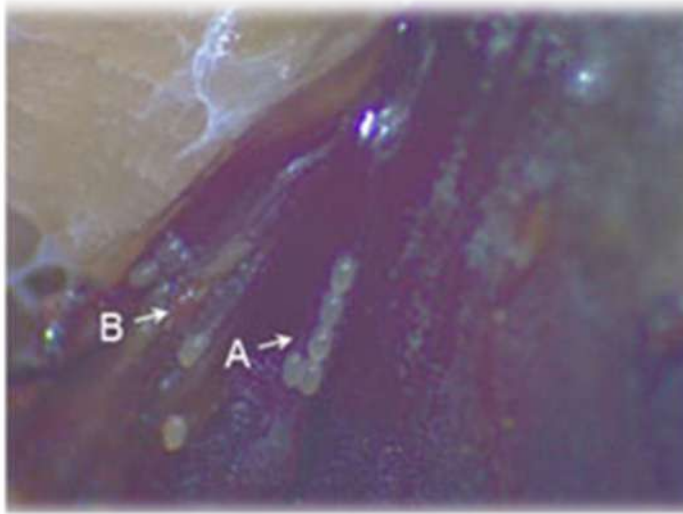


Figura 5. Fase adulta y huevos sobre el chinche marrón *T. limbativentris*
A: huevos y B: hembra

CONCLUSIONES

La acarología en Venezuela actualmente tiene escaso desarrollo. Son pocos los profesionales dedicados al estudio de este grupo, por lo que no se cuenta con información acerca de sus aspectos biológicos, ecológicos y de control, lo que dificulta su manejo. En general, los productores no conocen las especies de ácaros plagas que se encuentran en sus cultivos y no cuentan con programas de asistencia técnica para el manejo de estos problemas, por lo que generalmente bajan las poblaciones de ácaros aplicando agroquímicos. El control más usado para los ácaros fitófagos son los agroquímicos, potenciando su riesgo a los humanos y al ambiente. Se deben considerar otras alternativas y fomentarlas entre los productores, tales como el uso de depredadores, hongos entomopatógenos y los productos botánicos. Actualmente el manejo ha ido cambiando a medida que se capacita a los productores y su personal, en la identificación y monitoreo de las especies asociadas a los cultivos, para detectar las poblaciones en su etapa inicial de daño, de manera que se puedan controlar con métodos menos dañinos para el ambiente y al ser humano, como control microbiológico y botánico.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Anderson, D.; J. Trueman. 2000. *Varroa jacobsoni* (Acari: Varroidae) is more than one species. *Experimental and applied acarology* 24: 165-189.
- Aponte, O.; J. McMurtry. 1993. Phytoseiid mites of Venezuela (Acari: Phytoseiidae). *Int. J. Acarol.*, 19(2): 149-157.
- Argolo, P. 2012. Gestión integrada de la araña roja *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae): optimización de su control biológico en Clementino. Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Valencia. España. 121 p.

- Aucejo, S. 2005. Manejo Integrado de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) en clementinos: agregación, dinámica e influencia del estado nutricional de la planta huésped. Tesis Doctoral, Universidad Politécnica de Valencia. España.
- Castillo, R. 1992. Varroasis, grave amenaza para la apicultura y la agricultura de nuestro país. Chile Hortofrutícola 5(26): 19-22.
- Cazorla, D.; P. Morales. 2018. Registro del ácaro *Polyphagotarsonemus latus*, (Banks, 1909) (Acari: Prostigmata: Tarsonemidae), asociado con *Bemisia tabasi* (Gennadius, 1889) (Hemiptera: Aleyrodidae), en el estado Falcón, Venezuela. Saber, Universidad de Oriente, Venezuela. Vol. 30: 309-313.
- Chant, D.; J. Mc Murtry. 1994. A review of the subfamilies Phytoseiinae and Typhlodrominae (Acari: Phytoseiidae). International Journal of Acarology 20(4): 223-309.
- Croft, B.; L. Monetti; P. Pratt. 1998. Comparative life histories and predation types: are *Neoseiulus californicus* and *N. fallacis* (Acari: Phytoseiidae) similar Type II selective predators of spider mites. Environmental Entomology 27: 531-538.
- Díaz, L.; N. Yanes; L. Castellano; N. Morejón. 2016. *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) como plaga en cultivos agrícolas de interés económico de los municipios Abreu y Aguada de Pasajeros. Centro Agrícola 43(2): 76-82.
- Doreste, E. 1988. Acarología. IICA (Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura). 2 da Edición. 410 p.
- Erbe, E. 2009. Microscopía electrónica de barrido a baja temperatura de *Steneotarsonemus spiniki*. In: Hummel NA, Castro BA, McDonald EM, Pellerano MA, Ochoa R. The panicle rice mite, *Steneotarsonemus spiniki* Smiley, a re-discovered pest of rice in the United States. Crop Protection, 28(7): 547– 560.
- Fúquene, B.; V. Tibatá. 2019. VARROA, un problema de gran impacto a nivel sanitario y productivo en la apicultura, métodos de diagnóstico, tratamientos y prevención. Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales (U.D.C.A.). 100 p.
- García, M.; J. Llorens; J. Costa; F. Ferragut. 1991. Ácaros de las plantas cultivadas y su control biológico. Ediciones Pisa, Alicante, Spain. 175 p.
- García, F.; F. Ferragut. 2002. Los Ácaros. In García, F. and Ferragut, F. (ed.) Plagas Agrícolas. Phytoma-España S.L., Valencia. pp. 19-52.
- Guanilo, A.; G. Moraes; M. Knapp. 2008. Phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) of the subfamily Amblyseiinae Muma from Peru, with description of four new species. Zootaxa 1880: 1-47.
- Hoy, A. 2011. Agricultural Acarology. Introduction to Integrated Mite Management. University of Florida. Gainesville, USA. 410 p.
- Imbachi, K.; N. Mesa; I. Rodríguez; I. Gómez; M. Cuchimba; H. Lozano; J. Carabalí. 2012. Evaluación de estrategias de control biológico de *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) y *Phyllocoptruta oleivora* (Ashmead), en naranja valencia. Acta Agronómica 61(4). pp. 364-370.
- Jeppson, L.; H. Keifer; E. Baker. 1975. Mites for injurious to economic plants. Berkeley, University of California Press. 614 p.

- Jiménez, E.; A. Mena; I. Rayo. 2015. Productos botánicos para el manejo del ácaro blanco (*Polyphagotarsonemus latus*, Banks.) (Acarina; Tarsonemidae), en chiltoma (*Capsicum annum* L.), en Masaya, Nicaragua. Revista Científica La Calera. Vol. 15. N° 24.
- Lezaun, J. 2020. Ácaro del vaneo del arroz, una plaga de impacto global “*Steneotarsonemus spinķi* Smiley”. Agribusiness & Marketing Consultant South America Region.
- Llorente, J.; M. Suárez; M. Higes. 1995. Control de varraosis con la cría de zánganos dirigida. JCCM, CAMA. Toledo, España. pp. 31-36.
- Maldonado, A.; L. Tenorio; Y. Vázquez; M. Villalobos; V. Velázquez; C. Ortega; B. Valladares. 2017. Varroasis: enfoque ambiental y económico. Una revisión. REDVET - Revista electrónica de Veterinaria. Volumen 18. N° 9.
- Marín, R. 1987. Biología y comportamiento del ácaro blanco *Polyphagotarsonemus latus* (Bank), en la costa central de Perú. Rev. per. Ent. 28:71-77.
- Martínez, E.; G. Barrios; L. Rovesti; R. Santos. (2007). Manual Práctico de Manejo Integrado de Plagas. Centro Nacional de Sanidad Vegetal (CNSV) - Cuba, Entrepueblos - España, Gruppo di Volontariato Civile (GVC) – Italia. 2007. 564 p.
- McMurtry, J; B. Croft. 1997. Life-styles of phytoseiid mites and their roles in biological control. Annu. Rev. Entomol. 42: 291-332.
- Moraes, G.; H. Denmark; J. Guerrero. 1982. Phytoseiid mites of Colombia (Acarina: Phytoseiidae). International Journal of Acarology. 8(1): 15-22.
- Moraes, G.; C. Flechtmann. 2008. Manual de Acarología. Acarología básica e acaros de plantas cultivadas no Brasil. Holos Editora. 308 p.
- Moraes, G.; J. McMurtry; H. Denmark; C. Campos. 2004. A revised catalog of the mite family Phytoseiidae. Zootaxa 434: 1-494.
- Montoya, A. 2010. Control de *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) con el ácaro depredador *Amblyseius largoensis* (Muma) en la producción protegida de pimiento (*Capsicum annum* L.). Tesis de Doctor en Ciencias Agrícolas. Universidad Agraria de La Habana “Fructuoso Rodríguez Pérez”, La Habana, Cuba. 100 p.
- Nienstaedt, B.; O. Aponte. 2011. Diagnóstico de poblaciones de ácaros plagas y depredadores sobre rosa y gerbera, en San Pedro de los Altos, Miranda, Venezuela. Saber, Universidad Central de Venezuela. Venezuela.
- Nienstaedt, B.; G. Díaz; A. Ortiz. 2018. Primer reporte para Venezuela de *Tibraca limbativentris* Stal 1860 (Hemiptera: Pentatomidae), como vector de *Steneotarsonemus spinķi* Smiley 1967 (Acari: Tarsonemidae). Bioagro 30(3): 225-228.
- OIRSA (Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria). 2017. Manejo Integrado del Acaro del Arroz (*Steneotarsonemus spinķi* Smily) y las enfermedades asociadas. pp. 56. San Salvador, El Salvador.
- Pérez, H. 2007. Evaluación del efecto del ácido fórmico sobre *Varroa destructor* Anderson & Trueman (Mesostigmata: Varroidae), aplicado en otoño, sobre colonias de *Apis mellifera* L. (Hym: Apidae) en Valdivia. Tesis de Pregrado. Universidad Austral de Chile. 74 p.

- Pucheta, M.; A. Flores; S. Rodríguez; M. de la Torre. 2006. Mecanismo de acción de los hongos entomopatógenos. INCI. 31(12): 856-860.
- Pupo, C.; K. Acosta. 2018. Comportamiento y manejo de *Polyphagotarsonemus latus* (Bank), (Acari: Tarsonemidae) en el pimentón (*Capsicum annum* L.), en condición de las casas de cultivo La Sigüara en el municipio Puerta Padre, las Tunas, Cuba. Revista Académica de Investigación N° 28.
- Raudez, D.; E. Jiménez. 2018. Plaguicidas para el manejo del ácaro blanco (*Polyphagotarsonemus latus*, Banks.) (Acarina; Tarsonemidae), en pimentón dulce (*Capsicum annum* L.), bajo condiciones protegidas en Nicaragua. La Calera, 18(31): 61-68.
- Reséndiz, B.; O. Castillo. 2018. Biología del ácaro de dos manchas *Tetranychus urticae* Koch. (Acari: Tetranychidae) en laboratorio en Chapingo, estado de México. Entomología Mexicana 5:40-45.
- Rojas, L. 2002. Control biológico de ácaros fitopatógenos en diferentes cultivos. Consultado el 26 de junio de 2021, Disponible en: www.aguascalientes.gob.mx/codagea/produce/acarbio.htm
- Santos, A.; L. Almaguel; P. Torre; J. Cortiñas; I. Cáceres. 1998. Duración del ciclo de vida en condiciones controladas del ácaro *Steneotarsonemus spiniki* (Acari: Tarsonemidae) en arroz (*Oryza sativa* L.) en Cuba. I Encuentro Internacional de Arroz, La Habana. Cuba.
- Saucedo, A. 2019. Condiciones Poblacionales y alimenticias en colonias de *Apis mellifera* tratadas contra *Varroa destructor* en diferentes estaciones del año. Universidad Autónoma de Zacateca. Mexico. pp. 48.
- Soto, A. 2013. Manejo Alternativo de ácaros plagas. Revista de Ciencias Agrícolas. Universidad de Mariño. 30(2): 34-44.
- Vandame, R. 2000. Introducción. En: Curso de capacitación sobre control alternativo de *Varroa* en apicultura. Universidad Austral de Chile. Valdivia, Chile. pp. 4-5.
- Vásquez, R.; J. Tello; R. Martínez. 2000. El control de la Varroasis: manejo genético como alternativa. Bogotá: CORPOICA.
- Venzon, M.; E. Tuelher; A. Soto; H. Oliveira; A. Pallini. 2008. Control of coffee red mite *Oligonychus ilicis* with lime sulphur at three [44] different scales In: 22 International Conference on Coffee Science, 2008, Campinas. Abstracts of 22 International Conference on Coffee Science. Campinas: ASIC. 257 p.
- Villegas, S.; J. Concepción; S. Anaya; H. Sánchez; J. Hernández; R. Bujanos. 2010. Resistencia a acaricidas en *Tetranychus urticae* (Koch) asociada al cultivo de fresa en Zamora, Michoacán, México. Agrociencia 44: 75-81.
- Yáñez P.; A. Escoba; C. Molina; G. Zapata. 2014. Comparación de la actividad acaricida de los aceites esenciales de *Ocimum basilicum*, *Coriandrum sativum* y *Thymus vulgaris* contra *Tetranychus urticae*. Revista de Ciencias de la Vida 19(1): 21-33.
- Zhang, Zhi-Qiang. 2003. Mites of Greenhouses: Identification, Biology and Control. CABI. 244 p.

Nematodos fitoparasíticos que afectan cultivos agrícolas en Venezuela

Ligia Carolina Rosales

Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas (INIA), Centro nacional de Investigaciones Agropecuarias (CENIAP), Unidad de Protección Vegetal, Maracay, Venezuela

RESUMEN

La reserva de alimentos en el mundo está influenciada por múltiples factores que inciden en la cantidad y calidad de los mismos. Uno de los factores que afecta negativamente la producción agrícola es la presencia de plagas afectando los cultivos, durante el proceso productivo o en postcosecha; por eso la necesidad de incrementar la disponibilidad de alimentos debe estar vinculada a un exitoso control de plagas agrícolas. Los nematodos fitoparasíticos son una de estas plagas que silenciosamente causan grandes pérdidas y es necesario educar a los agricultores al respecto. Se realizó una revisión bibliográfica sobre los nematodos presentes en los cultivos de relevancia. En Venezuela los más importantes por los daños que causan pertenecen a los géneros *Globodera*, *Meloidogyne*, *Helicotylenchus* y *Pratylenchus*. Se encuentran distribuidos en todas las zonas agrícolas afectando sus plantas hospederas. El poco conocimiento que se tiene de estos organismos entre los actores del sector agrícola y la dificultad para detectarlos en el campo, hace que las poblaciones de los mismos aumenten hasta causar cuantiosas pérdidas, sin que se aplique un control adecuado. Estos daños son aún mayores cuando se encuentran asociados a otros patógenos como hongos y bacterias. Es indispensable una correcta identificación de los organismos causales del problema para luego aplicar las medidas correctivas. Para el control o manejo de los nematodos fitoparasíticos pueden utilizarse diversos métodos, solos o combinados, entre los que destacan: agronómicos, biológicos, culturales, químicos y biotecnológicos, entre otros. Se enfatiza la importancia de un correcto diagnóstico del nematodo, previo al establecimiento del plan de manejo.

Palabras clave: *Globodera*, *Meloidogyne*, *Helicotylenchus*, *Pratylenchus*.

*Autor de correspondencia: Ligia Carolina Rosales

E-mail: carolina.rosalesa@gmail.com

Phytoparasitic nematodes affecting agricultural crops in Venezuela

ABSTRAC

The world's food supply is influenced by multiple factors that affect the quantity and quality of food. One of the factors that negatively affect agricultural production is the presence of pests affecting crops during the production process or in post-harvest; therefore, the need to increase food availability must be linked to successful agricultural pest control. Phytoparasitic nematodes are one of these pests that silently cause great losses and it is necessary to educate farmers about them. A bibliographic review was carried out on the nematodes present in relevant crops. In Venezuela, the most important ones due to the damage they cause belong to the genera *Globodera*, *Meloidogyne*, *Helicotylenchus* and *Pratylenchus*. They are distributed in all agricultural areas affecting their host plants. The lack of knowledge of these organisms among the agricultural sector and the difficulty in detecting them in the field, causes their populations to increase to the point of causing considerable losses, without adequate control. This damage is even greater when they are associated with other pathogens such as fungi and bacteria. Correct identification of the organisms causing the problem is essential in order to apply corrective measures. For the control or management of phytoparasitic nematodes, various methods can be used, alone or in combination, including agronomic, biological, cultural, chemical and biotechnological methods, among others. The importance of a correct diagnosis of the nematode prior to the establishment of a management plan is emphasized.

Key words: *Globodera*, *Meloidogyne*, *Helicotylenchus*, *Pratylenchus*.

INTRODUCCIÓN

La importancia de las plantas como fuente de alimentos es relevante, en virtud de las necesidades de mantener nutrida a la población mundial. Aproximadamente el 30% de los cultivos alimentarios básicos del mundo se pierden anualmente debido a patógenos. En este contexto, la necesidad de incrementar la disponibilidad de alimentos debe estar vinculada a un exitoso control de plagas agrícolas que contribuya a elevar la producción con calidad e inocuidad (Savary, 2019; Rizzo *et al.*, 2021).

Los nematodos son organismos que puede enfermar o causar daño a las plantas. Son pluricelulares, no segmentados, con un considerable grado de complejidad y especialización. Las formas típicas son alargadas (vermiformes) y, en casi todas las especies, los extremos se aguzan gradualmente. Sin embargo, las hembras adultas de algunas especies presentan formas abultadas. La mayoría de las formas fitoparásitas miden entre 0,3 y 2,5 mm; los machos son casi siempre más pequeños que las hembras. Carecen de coloración y en su mayoría son transparentes (Crozzoli, 2014). La principal característica de los nematodos fitoparásitos es la presencia de un estilete, el cual utilizan para su alimentación a través de las paredes celulares de las plantas (Weisher y Brown, 2000).

En la agricultura, son considerados “el enemigo invisible”, por varias razones: a) tamaño (son muy pequeños); b) su ubicación, la mayoría de ellos están en el suelo afectando raíces, rizomas y tubérculos, entre otras estructuras subterráneas, lo que dificulta asociar su presencia con un daño que se observe en la parte superior de la planta; c) no producen síntomas específicos que puedan precisar un diagnóstico, ya que los síntomas que ocasionan se confunden con los causados por otros organismos y/o por otros factores abióticos (Ferraz y Brown, 2002). Esto incide en que los productores tardan en

notar su presencia y tomar medidas de control o las que apliquen no sean las adecuadas, por lo que se incrementa el problema y los costos de producción.

Existen aproximadamente 30 000 especies de nematodos descritas, de las cuales alrededor del 20% son nematodos parásitos de plantas (Mandal *et al.*, 2021). En nuestro país se han detectado 136 especies (Crozzoli y Jiménez, 2015). No hay especie de planta cultivada o silvestre, que no sea hospedera de alguna especie de nematodo. La importancia económica de una especie de nematodo está directamente relacionada con la localidad geográfica donde se encuentre y el cultivo que afecte.

En Venezuela, destacan por su importancia económica los nematodos agalladores del género *Meloidogyne* los cuales son de amplia distribución, y se encuentran en casi todos los cultivos, principalmente hortalizas, café (*Coffea* spp.) y frutales; nematodos quistes pertenecientes al género *Globodera*, afectando principalmente al cultivo de papa (*Solanum tuberosum* L. 1753). También se pueden mencionar los nematodos de las lesiones del género *Pratylenchus* en los cultivos de café (*Coffea* spp.), cereales, frutales, gramíneas, hortalizas, ornamentales, y el nematodo espiral del género *Helicotylenchus* ampliamente distribuido en el país, causando daños principalmente en musáceas, cereales, caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L., 1753), hortalizas y frutales (Crozzoli, 2014; Rosales *et al.*, 2018; Gómez, 2019; Lugo, 2020; Perichi, 2021; Rumbos, 2021).

Se presentan los principales aspectos derivados de una revisión bibliográfica sobre estos géneros, relacionados a los aspectos taxonómicos, biológicos y de manejo, además de algunas consideraciones sobre la situación actual del diagnóstico de los problemas nematológico en el país obtenidos de entrevistas personales a funcionarios de los principales laboratorios de diagnóstico fitopatológico del país.

Nematodos agalladores

Nombre común:

Nematodo agallador, nematodo de la raíz, nematodo de las agallas; nematodo de los nódulos de las raíces; nematodo nodulador, nematodo del rosario.

Nombre científico de las especies de importancia para Venezuela:

Meloidogyne arenaria (Neal) Chitwood, 1949

Meloidogyne enterolobii Yang & Eisenback, 1983

Meloidogyne graminis (Sledge & Golden) Whitehead, 1968

Meloidogyne hapla Chitwood, 1949

Meloidogyne incognita (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949

Meloidogyne javanica (Treub) Chitwood, 1949

Meloidogyne salasi López, 1984

Ubicación taxonómica:

Dominio: Eukaryota

Reino: Metazoa

Phylum: Nematoda

Familia: Meloidogynidae

Género: *Meloidogyne*

Características, presencia de subespecies, razas o variantes.

En todo el mundo, *Meloidogyne* es considerado el género de nematodos fitoparásitos de mayor importancia, ya que afecta más de 3 000 especies de plantas (Martinez *et al.*, 2019). Los nematodos agalladores inducen la formación de engrosamientos en las raíces infestadas las cuales se denominan agallas. Se constituyen en un grupo importante de patógenos de plantas. Su amplia distribución, su amplio rango de hospedantes, su capacidad de reducir drásticamente los rendimientos y calidad de los productos, su capacidad de asociarse con otros microorganismos (hongos, bacterias) y lo difícil de su control, hacen que estos nematodos sean considerados los más importantes y alarmantes en el mundo (Crozzoli, 2014).

Se caracterizan por presentar un gran dimorfismo sexual. Las hembras son abultadas, más o menos periformes o redondeadas, mientras que los machos son vermiformes. Los juveniles, en cambio, presentan formas vermiformes (juveniles de segundo estadio temprano) y obesas (juveniles de segundo estadio tardío, tercero y cuarto estadio). Son endoparásitos obligados de las raíces, aun cuando se pueden encontrar en tallos aéreos, bulbos, rizomas y hasta en hojas.

La morfología de *Meloidogyne* no permite diferenciar las especies fácilmente, ya que los caracteres pueden ser variables. Por ello es necesario el uso de técnicas moleculares que son las más confiables para identificar las mismas (Karsen y Moens, 2006; Ye *et al.*, 2019). Hunt y Handoo (2009) señalaron más de 130 especies del género *Meloidogyne*, distribuidas en todo el mundo. De ellas, 10 son importantes por los daños económicos que provocan, pero sobresalen cuatro especies por su amplia distribución y daños. Estas especies son: *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* y *M. hapla*, las dos primeras son comunes en climas tropicales, *M. arenaria* es frecuente en climas subtropicales y *M. hapla* en regiones templadas, aunque también puede encontrarse en las regiones tropicales altas (Gandarilla, 2005; Karssen y Moens, 2006; Ortiz *et al.*, 2015).

En Venezuela, han sido señaladas las siguientes especies: *M. arenaria*, *M. enterolobii*, *M. exigua*, *M. graminis*, *M. hapla*, *M. incognita*, *M. javanica* y *M. salasi* (Crozzoli, 2002; Perichi *et al.*, 2006; Medina *et al.*, 2009). De estas, *M. incognita* se considera la más patogénica y cosmopolita. Esta especie posee cuatro razas, las cuales no se pueden distinguir morfológicamente; su diferenciación se basa en su capacidad de reproducirse en hospederos diferenciales de tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) y algodón (*Gossypium hirsutum* L.). (Taylor y Sasser, 1983).

Cultivos o productos que afecta

Este es quizás el género de nematodos más ampliamente distribuido a nivel mundial. Venezuela no escapa a esta circunstancia y se encuentra diseminado en todo el país. Igualmente, casi todos los

cultivos agrícolas y un sin número de plantas silvestres son hospederas de alguna o varias de las especies de *Meloidogyne*. Sin embargo, destacan algunos cultivos donde el daño ha sido confirmado, entre ellos ají (*Capsicum annuum* L., 1753), arroz (*Oryza sativa* L., 1753), cafeto (*Coffea* spp.), caraota (*Phaseolus vulgaris* L., 1753), durazno (*Prunus persica* (L.) Siebold & Zucc., 1801), guayabo (*Psidium guajava* L., 1753), lechosa (*Carica papaya* L., 1753), melón (*Cucumis melo* L., 1753), patilla (*Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum. Nakai, 1916), ornamentales, pepino (*Cucumis sativus* L., 1753), tomate (*Solanum lycopersicum* L., 1753), sábila (*Aloe vera* (L.) Burm., 1768) y yuca (*Manihot esculenta* Crantz, 1766), según Suárez y Rosales, 1998; Rosales y Suárez, 2001; Arnal *et al.*, 2002; Crozzoli, 2002; Perichi *et al.*, 2002; Medina *et al.*, 2009; Lugo *et al.*, 2010; Rosales *et al.*, 2018; Lugo, 2020; Perichi, 2019 y Berroterán *et al.*, 2020.

Es importante mencionar que en Venezuela, en el caso del cultivo de café, *Meloidogyne* es limitante para la producción de plantas en vivero del Plan Nacional de Semillas. Investigaciones realizadas al respecto, señalan el efecto patogénico evidente del género *Meloidogyne* sobre plantas de café, reduciendo el crecimiento de las mismas y el peso de la raíz en 50%, ya que induce la formación de protuberancias llamadas nódulos o agallas (Ferreira y Crozzoli, 1995; Souza *et al.*, 1999).

Descripción del daño o síntoma

Los nematodos agalladores pueden causar daños directos e indirectos. La formación de las células gigantes y de las agallas comprometen la funcionalidad de las raíces, sus elementos vasculares se rompen y se deforman, interrumpiendo mecánicamente el flujo normal de agua y nutrientes. Las raíces interrumpen su crecimiento y no son capaces de explorar todo el perfil de terreno disponible. La ramificación de las raíces y el grado de extensión de éstas son afectadas por la infestación del nematodo. Lo anterior resulta en una raíz con crecimiento reducido y limitada en su capacidad funcional. Las plantas con tolerancia a *Meloidogyne* son capaces de desarrollar suficientes raíces aún en presencia de los parásitos, tal es el caso de algunos híbridos comerciales de melón empleados comercialmente en el país, en el estado Falcón (Lugo, 2011). Hay hospederos que no desarrollan agallas. Los daños en la parte aérea se manifiestan con crecimiento reducido, inhibición de la brotación, marchitez temporal a pesar de que hay humedad suficiente en el suelo; posteriormente se observan deficiencias nutricionales, reducción de la producción y, a veces, muerte prematura de las plantas. (Crozzoli, 2014).

Síntomas inespecíficos como bajos rendimiento, decaimiento, decoloraciones, pueden confundirse con estrés hídrico o deficiencias nutricionales. Además, muchas veces se une la presencia de otros patógenos, lo que dificulta en campo estimar el daño causado solo por los nematodos.

La mayoría de las veces la presencia de los nematodos agalladores, contribuye a agravar el daño de otros patógenos que se presenten en el cultivo bien sean hongos o bacterias, ocurriendo en estos casos un complejo de enfermedades.

En los campos, la infección de las plantas solo por *Meloidogyne* es poco probable. En la mayoría de los casos están presentes otros organismos patógenos como bacterias, hongos y virus y, a veces, interactúan así mismo con otros nematodos. Estos hongos y bacterias aprovechan los puntos donde penetran o se alimentan los nematodos para invadir la planta. En otros casos, la invasión por organismos secundarios no se debe a las heridas que el nematodo causa sino a que, éste, al alimentarse de grandes cantidades de aminoácidos, es capaz de alterar la planta, debilitarla y hacerla susceptible al ataque de otro organismo. (Suárez *et al.*, 1992, 1998, 1999a, 1999b; Arnal *et al.*, 2002)

Ciclo de vida

Estos fitoparásitos tienen un ciclo de vida complejo. La planta es parasitada por el juvenil de segundo estadio (J2). Durante el parasitismo, el nematodo se establece y mantiene una estrecha relación con el hospedante. Los J2 son atraídos a la zona de elongación, donde penetran la raíz y luego migran intercelularmente, separando las células por la lámina media en el tejido cortical. Este proceso parece incluir fuerzas mecánicas y secreciones enzimáticas del nematodo. Los J2 sufren tres mudas hasta convertirse en adultos. Después del desarrollo de la hembra, que ocurre usualmente en tres semanas, los huevos son liberados a la superficie de la raíz en una matriz gelatinosa protectora. Los machos migran hacia el suelo y no se alimentan. Al ser parásitos obligados, el crecimiento de los nematodos y su reproducción dependen de los sitios de alimentación especializados en la raíz (Arias *et al.*, 2009)

Condiciones favorables para su presencia

En regiones tropicales, donde la temperatura no varía grandemente entre estaciones, *Meloidogyne* spp., puede reproducirse constantemente en la presencia de un hospedero y humedad favorable en el suelo. Con suficiente aireación en el suelo y una adecuada humedad, necesarios para el movimiento y la infección, suelos arenosos o bien estructurados y drenados, combinados con un régimen apropiado de irrigación o suficiente lluvia, favorece la reproducción del nematodo. *Meloidogyne* spp., es usualmente encontrado en suelos arenosos o franco arenosos (Taylor y Sasser, 1983)

En cuanto a los aspectos ecológicos, que puedan favorecer su presencia, por si solos no son de gran utilidad; sin embargo, algunas diferencias ayudan a descartar ciertas especies del estudio. La supervivencia del nematodo está influenciada por la temperatura, humedad y disponibilidad de hospedantes adecuados. Generalmente, las condiciones que son favorables al hospedante, son favorables al nematodo. La habilidad de las cuatro especies más comunes de *Meloidogyne* de atacar una gran cantidad de plantas diferentes, es la causa de su amplia distribución, según lo señalado por Crozzoli (2014).

Distribución a nivel nacional

Es un nematodo cosmopolita que se encuentra diseminado a nivel nacional.

Medidas o planes de control por parte de los productores

Por ser el nematodo más importante en la agricultura, se puede decir que se han aplicado e investigado todas las medidas posibles para su control. Las medidas iniciales deben ser preventivas tales como utilización de plantas sanas (en viveros y semilleros), trabajar el cultivo con adecuadas prácticas culturales, una precisa fertilización, y cuando sea posible el uso de materiales resistentes. Así mismo deben eliminarse de la zona de siembra los hospederos alternativos, bien sean plantas silvestres o cultivos menores.

El uso de materiales resistentes es la vía más segura para evitar el ataque de estos organismos. Existen algunas hortalizas con estas características, así como algunos frutales. Por ejemplo, en Venezuela, se han encontrado materiales de caricáceas resistentes a *M. incognita* raza1 (Rosales y Suárez, 2001); patrones de guayabo y semeruco (*Malpighia emarginata* Sessé & Moc. ex DC., 1824) con resistencia a *M. enterolobii* (Castellano *et al.*, 2011) y tomate (Rosales *et al.*, 2013)

Este nematodo no ataca partes aéreas y se mantiene en las raíces, por lo que hay que estar pendiente de todo lo relativo al suelo, sustrato de germinación, bolsas de tierra de viveros, bandejas

de germinación, soluciones de cultivos hidropónicos, humus sólidos y líquidos entre otros, que son los lugares donde se puede encontrar el nematodo y afectar las semillas, plántulas o plantas que se siembren allí. Una vez que está el nematodo en el campo, es muy difícil su erradicación y se aplicarían otras medidas para controlar las poblaciones de nematodos, a niveles que permitan al cultivo tener una producción aceptable. Se debe empezar por remover del suelo las raíces infestadas y residuos de cosecha y evitar sembrar el mismo cultivo consecutivamente.

El uso de control químico es la primera medida que usualmente se tomaba por ejercer su acción en un tiempo más reducido (Castellano *et al.*, 1997). Sin embargo, su uso es muy costoso y solo sería viable en cultivos de alto valor comercial como hortalizas u ornamentales. En cultivos extensivos su aplicación es antieconómica. Hasta hace pocos años se usaron fumigantes del suelo, los cuales eran excelentes para el control de nematodos, pero actualmente la mayoría de ellos están prohibidos por ser contaminantes del suelo. Los nematicidas químicos son efectivos y el rendimiento de los cultivos se incrementa, sin embargo, deben ser usados con mucha precaución para evitar daños al ambiente y a la salud humana.

La rotación de cultivos solo puede ser usada en pocos casos ya que, debido al amplio rango de hospederos, se hace difícil conseguir un cultivo que no sea afectado por *Meloidogyne*; sin embargo, es una de las medidas más recomendables y va a depender de la correcta identificación de la especie de *Meloidogyne*. En algunos casos es más útil dejar el terreno sin sembrar (descanso o barbecho) por cuatro o cinco años, pero es una medida que no aceptan la mayoría de los productores.

El uso de agentes de control biológico es otra de las medidas a utilizar. Se conocen ensayos con la aplicación de los hongos *Pochonia chlamydosporia*, *Paecilomyces lilacinus*, y extractos de *Tagetes patula*, *Calotropis procera* (Rondón *et al.*, 2009; Lugo *et al.*, 2011; Abuslin y Vaca, 2017). Sin embargo, en la actualidad el uso de los mismos no es de amplia aceptación sobre todo por la poca disponibilidad de productos en el mercado.

En zonas más cálidas como la Península de Paraguaná el uso de la solarización puede ser una vía de reducir las poblaciones (Lugo, 2009). Como métodos agronómicos o prácticas culturales, la destrucción de restos de raíces es importante, ya que los nematodos pueden permanecer en ellos hasta el siguiente ciclo, al igual que en las malezas. La solarización es muy efectiva al igual que la incorporación de materia orgánica que mejora la estructura del suelo, la capacidad de retención de agua y hace que se incrementen los enemigos naturales. También ha resultado efectiva la incorporación de restos de plantas o extractos de plantas con acción nematicida. La biofumigación, que es la combinación de solarización con este tipo de plantas, ha incrementado la eficacia del control (Rodríguez *et al.*, 2011, 2012).

Nematodos quiste

Nombre común:

Nematodo quistes de la papa; Nematodo dorado de la papa (*G. rostochiensis*), Nematodo blanco de la papa (*G. pallida*).

Nombre científico de las especies de importancia para Venezuela:

Globodera rostochiensis (Wollenweber, 1923) Skarbilovich, 1959

Globodera pallida Stone, 1973

Clasificación taxonómica:

Dominio: Eukaryota

Reino: Metazoa

Phylum: Nematoda

Clase: Secernentea

Orden: Tylenchida

Familia: Heteroderidae

Género: Globodera

Características

Jiménez (2002) y Crozzoli (2014) mencionan que ambas especies son morfológicamente similares y se caracterizan por presentar hembras esféricas con un diámetro de 0,5-0,8 mm y con una proyección correspondiente al cuello. *G. rostochiensis*, para convertirse en quiste, pasa por una fase amarilla dorada y finalmente se torna de color marrón oscuro. En cambio, *G. pallida* no pasa por la fase dorada y la hembra de color blanco, cuando adulta, pasa por una fase de color crema y luego, como *G. rostochiensis*, se torna de color marrón oscuro. La identificación de estas especies no es fácil, aun cuando la coloración amarilla de las hembras indica claramente la presencia de *G. rostochiensis*; la ausencia de hembras con esta coloración en las raíces no garantiza que se trate de *G. pallida*, a menos que se observe el desarrollo del nematodo a lo largo de todo su ciclo biológico. Otros trabajos realizados por Molinari *et al.* (2008) determinaron la presencia en Venezuela de *G. rostochiensis* para los patotipos Ro1, Ro2, Ro3, Ro4 y Ro5.

Por lo antes expuesto y con los resultados obtenidos por Casanova *et al.* (2012) se considera que, para lograr una correcta identificación de especies estrechamente relacionadas como es el caso de *G. rostochiensis* y *G. pallida*, se deben utilizar tanto métodos morfológicos como moleculares.

Su distribución está relacionada a la ubicación del cultivo de la papa. Se considera originario de la región andina de Suramérica y luego se dispersó en los tubérculos de papa que fueron trasladados a otros países, mediante los quistes adheridos a las raíces, estolones, tubérculos y partículas de suelo. Esto permite que cuando encuentran clima adecuado y una fuente de alimentación disponible, es decir después de la siembra, las raíces de la planta huésped, papa en este caso, producen exudados radicales que estimulan la eclosión de los huevos, de los cuales emergen los juveniles de segundo estado, lo que ocasiona que surja una nueva infestación.

Igualmente pueden ser trasladados en implementos y maquinarias agrícolas, en los calzados de los trabajadores, así como también en el material de propagación (semilla asexual). Los quistes pueden ser dispersados por el viento de las tormentas; la lluvia y el agua de riego, pueden arrastrarlos a zonas cercanas libres del patógeno (CABI, 2020b, 2020c).

Es importante acotar que, cuando los campos dedicados a la producción de tubérculos-semillas de papa están infestados, los tubérculos pueden quedar contaminados con los quistes y de esta forma

trasladados de un lugar a otro. Los quistes no tienen movimiento propio y no están dentro de los tubérculos, pero son trasladados a grandes distancias en la tierra adherida a los tubérculos, maquinaria agrícola, suelo agrícola y en los sacos o envases destinados al transporte y producción de semilla de papa.

Cultivos o productos que afecta

Afecta principalmente los cultivos de papa, tomate, berenjena, así como otras especies de solanáceas silvestres (Jiménez *et al.*, 2007; Sullivan *et al.*, 2007). Además de sus hospederos principales, se han encontrado en aproximadamente 150 hospederos alternativos. (CABI, 2020b, 2020c).

Descripción del daño o síntoma

Los nematodos quistes en la papa, no causan síntomas específicos de infestación. Inicialmente, cuando hay bajas densidades del nematodo, este no causa síntomas visibles y pueden permanecer por años en el suelo sin que se detecte su presencia. Si se continúa con el monocultivo, es posible observar un crecimiento retardado en manchas o parches de plantas con crecimiento deficiente y las plantas en estos parches pueden mostrar clorosis y marchitamiento. Cuando se cosechan los tubérculos, se notará una pérdida de rendimiento y tubérculos más pequeños. Para estar seguro de que estos síntomas son causados por los nematodos del quiste de la papa y para dar una indicación de la densidad de población, se deben tomar muestras de suelo u observar las hembras o los quistes directamente en las raíces. En suelos muy infestados, las plantas tienen sistemas radiculares reducidos y, a menudo, crecen mal, debido a las deficiencias de nutrientes y al estrés hídrico. Las plantas pueden envejecer prematuramente ya que son más susceptibles a la infección por hongos cuando son fuertemente invadidas por nematodos del quiste de la papa. La infección de este nematodo puede disminuir el rendimiento del cultivo de papa hasta en un 80% (Singh *et al.*, 2013)

Es importante destacar que para que el nematodo pueda causar daño a la planta, debe establecer un sitio de alimentación. Aun las plantas resistentes pueden ser invadidas por el nematodo, pero al no establecer su sitio de alimentación o sincitio, no es afectada. El nematodo no se alimenta ni se reproduce en estos hospederos resistentes. En resumen, los síntomas serían hojas decoloradas, raíces dañadas y de menor tamaño, planta decaída y envejecimiento prematuro de la planta. Siempre revisar en las raíces y tubérculos la presencia de quistes

Ciclo de vida

Ambas especies de nematodos son endoparásitos sedentarios, con marcado dimorfismo sexual. Las hembras maduras son esféricas, mientras que los machos son vermiformes. Al alcanzar la madurez la cutícula de las hembras se oscurece por los taninos, formando lo que se conoce como quiste, el cual contiene más de 400 huevos, los cuales, en presencia de exudados del hospedante, induce la eclosión de los juveniles, que va del 60 al 80% o si no, permanecen en estado de dormancia por periodos largo de tiempo.

La fase infectiva es el segundo estadio juvenil (J2), el cual al salir del huevo y encontrar al hospedante, penetra la raíz. Se vuelve sedentario al pasar al tercer y cuarto estadio alimentándose del periciclo, de la corteza y de la endodermis de la raíz, al inyectar las secreciones de las glándulas esofágicas, estas provocan el crecimiento de las células formando el sincitio. Los machos en el cuarto estadio se convierten en forma alargada cilíndrica (vermiformes), mientras que las hembras

incrementan su tamaño, rompen la superficie de la raíz y exponen sus cuerpos esféricos. Su cabeza se mantiene dentro del tejido de la raíz, al principio son de color blanco y por la atracción a los machos, ocurre la reproducción sexual y la fase de la producción de huevos, dentro de los cuales ocurre el desarrollo post embrionario hasta formarse los J2; cada quiste contiene de 200 a 500 huevos, en ausencia del hospedante se mantienen en dormancia, fase que puede durar hasta 20 años. En presencia del hospedante ocurre la eclosión del J2 y el ciclo comienza de nuevo.

Condiciones favorables para su presencia

El aumento de las poblaciones de este nematodo está condicionado por la susceptibilidad del hospedero y las condiciones ambientales. Temperaturas de 24 a 30 °C son ideales para su reproducción. Temperaturas inferiores a 15 °C o superiores a 33 °C, interrumpen el desarrollo de la hembra que no llega a completar su madurez (Jiménez, 2007).

La temperatura óptima para el desarrollo de los nematodos formadores de quiste de la papa es de 20-25 °C para *G. rostochiensis* y de 15-20 °C para *G. pallida*, el ciclo de vida a temperatura óptima de 18 °C, dura de 36 a 48 días. (Brodie *et al.*, 1993; Cid del Prado, 2015).

Distribución a nivel nacional

En Venezuela se cultiva la papa en distintos pisos altitudinales desde los 800 a 1 500 metros sobre el nivel del mar, lo que abarca zonas montañosas de los estados Aragua, Lara y Carabobo, hasta las zonas con las mayores superficies sembradas, como lo son los Andes Venezolanos, con altitudes que oscilan entre los 2 000 y 4 000 metros sobre el nivel del mar, tal es el caso de los sembradíos existentes en los estados Táchira, Mérida y Trujillo (Lugo *et al.*, 2021).

La distribución de las especies de *Globodera* identificadas en el país es la siguiente: *G. rostochiensis* se ha detectado en los estados Lara, Mérida, Táchira y Trujillo (Jiménez *et al.*, 2000; Crozzoli, 2014). Estudios moleculares utilizando RAPD, confirmaron la presencia de *G. pallida* solo en el estado Mérida (Casanova *et al.*, 2012)

Medidas o planes de control por parte de los productores

En la zona papera andina, se utilizan prácticas agronómicas que favorecen el incremento poblacional del nematodo y su diseminación, tales como el sistema de monocultivo, el empleo de prácticas como la tracción animal y la mecanización sin la previa desinfección de implementos agrícolas. Estos influyen adversamente en la producción de papa, afectan considerablemente la calidad del tubérculo y reducen el rendimiento (Lugo *et al.*, 2021)

Para el control de estos nematodos se han aplicado diversas medidas, entre ellas tradicionalmente el uso de productos químicos. El uso de fenamifós -forato en la siembra y el aporque, disminuyó en 25% la población de quistes y se encontró un aumento entre 19 a 106% (Obando *et al.*, 2017). Igualmente, en algunas zonas productores muy receptivos que apuestan a una sustentabilidad del cultivo hacen uso de prácticas agroecológicas como lo son el empleo de la biofumigación, uso de solarización, incorporación de abonos verdes, así como el uso de variedades resistentes (Lugo *et al.*, 2021)

Por consiguiente, un manejo efectivo de estos nematodos se basa en la identificación precisa de especie/s y patotipo/s presentes en la unidad de producción del cultivo (Casanova *et al.*, 2012).

Con respecto al uso de biológicos se han hecho innumerables ensayos de laboratorio donde resalta la efectividad de algunos de ellos como *Beauveria* y *Trichoderma* (Cepeda-Siller *et al.*, 2018).

La asociación del nematodo con el cultivo es altamente específica, por lo que el uso de rotación de cultivos sería una medida adecuada en este caso, pero debe realizarse durante mínimo 4 años continuos para comenzar a ver reducciones en las poblaciones de *Globodera*; esta práctica es muy difícil de aplicar en el país, ya que los productores siembran la papa como un monocultivo ininterrumpidamente a lo largo del año, todos los años.

Nematodo espiral

Nombre común: Nematodo espiral.

Nombre científico de las especies de importancia para Venezuela:

Helicotylenchus multicinctus (Cobb, 1893) Golden, 1956

Helicotylenchus dihystra (Cobb, 1893) Sher, 1961

Ubicación taxonómica:

Dominio: Eukaryota

Reino: Metazoa

Phylum: Nematoda

Familia: Hoplolaimidae

Género: *Helicotylenchus*

Características

El género *Helicotylenchus* Steiner, 1945 es conocido como el nematodo espiral (Cuadra, 2016; Crow, 2017) por su posición en estado de reposo o postmortis, tiene hábito de alimentación ecto y semi-endoparásito (Hunt *et al.*, 2018). Son nematodos que completan su ciclo de vida dentro del hospedero.

La identificación de especies de *Helicotylenchus* es un trabajo difícil debido a que muchas especies tienen caracteres diagnóstico similares y alta variabilidad intraespecífica (Fortuner, 1984). En Venezuela se conocen 14 especies (Crozzoli, 2014), de ellas las más frecuentemente encontradas son *H. multicinctus* y *H. dihystra*.

H. multicinctus es bisexual y se reproduce por fertilización cruzada o anfimixis. *H. dihystra* se reproduce por partenogénesis. Este género de nematodos puede sobrevivir sin el hospedero entre cuatro a seis meses, (Baujard y Martin, 1995). Todos los estadios del nematodo se consiguen dentro de las raíces, donde completan su ciclo de vida.

Cultivos o productos que afecta

Es un género de nematodos cosmopolita que en nuestro país ha sido registrado en hortalizas, frutales, cereales, raíces y tubérculos, zábila y ornamentales, más específicamente en ají dulce, arroz, cebolla (*Allium cepa* L., 1753), cacao (*Theobroma cacao* L., 1753), caraota, caña de azúcar, girasol (*Helianthus annuus* L., 1753), papa, maíz (*Zea mays* L., 1753), naranja (*Citrus* spp.), níspero (*Manilkara sapota* Van Royen), melón, patilla, pimentón, tomate, piña (*Ananas comosus* (L.) Merr., 1917), yuca y vid (*Vitis vinifera* L., 1753). Especial mención su efecto negativo en el cultivo de las musáceas donde se encuentra en altas poblaciones (Suárez y Rosales, 1999; Jiménez *et al.*, 2001; Crozzoli, 2002; Perichi *et al.*, 2002; Maggiorani *et al.*, 2004; Medina *et al.*, 2009; Lugo *et al.*, 2010; Silva, 2017; Rosales *et al.*, 2018; González-García *et al.*, 2021; Lugo, 2020; Márquez, 2020; Perichi, 2021).

Descripción del daño o síntoma

Este nematodo penetra en las raíces y se ubica en el parénquima cortical. Las células de los tejidos infestados muestran contracción del citoplasma, distorsión y ruptura de las paredes y agrandamiento de los núcleos. El nematodo migra dentro del parénquima cortical de la raíz paralelamente al eje longitudinal de la misma. Causa lesiones superficiales rojizas en la epidermis y corteza. En infestaciones graves, las lesiones coalescen causando extensas necrosis en la parte superficial de la corteza. *Helicotylenchus* en musáceas también afecta al rizoma, lesionándolo superficialmente y pudiéndose diseminar a través de él. En la parte aérea de la planta causa reducción de crecimiento, retrasa el ciclo vegetativo, reduce el rendimiento y acorta la vida útil de la planta (Crozzoli, 2014).

Es interesante destacar que este nematodo pocas veces se encuentra solo. Es frecuente detectarlo en conjunto con *Radopholus similis* y con otras especies de *Pratylenchus*, *Meloidogyne* o *Rotylenchulus reniformis*. Así mismo puede estar asociado a otros fitopatógenos como bacterias y hongos (Delgado, 2018; Rosales *et al.*, 2018; Lugo, 2020; Perichi, 2021)

Ciclo de vida

Es un nematodo capaz de completar el ciclo biológico en la región cortical de las raíces donde se pueden agrupar grandes cantidades de individuos de ambos sexos, juveniles y huevos. Se pueden apreciar grupos de 8-26 huevos en los tejidos corticales que, luego de 48-51 h, eclosionan. El ciclo tarda aproximadamente 35 -38 días a temperaturas entre 22 – 33 °C. Todas las etapas del ciclo, a excepción del huevo, se desarrollan dentro de los tejidos corticales de la raíz. Por eso las paredes celulares alrededor del nematodo se engrosan y se forman una pequeña mancha color marrón alrededor del punto de penetración. Algunas veces ocurre un desprendimiento del tejido cortical (Nemalex, 2019).

Condiciones favorables para su presencia

En Venezuela, las poblaciones de *H. multicinctus* se mantienen elevadas durante todo el año, a pesar de que ocurre una reducción de las mismas después de lluvias intensas (Crozzoli *et al.*, 1995). Las discrepancias pueden ser atribuidas a los diferentes tipos de suelo e intensidad de las lluvias. *H. multicinctus* prefiere suelos orgánicos con altos niveles de arcilla, limo y bajo pH (Quénéhervé, 1988).

Especies de *Helicotylenchus* se han encontrado en áreas donde las precipitaciones anuales son inferiores a 100 mm, puede entrar en fase de anhidrobiosis y sobrevivir por más de 8 meses en

condiciones extremas. Este nematodo también se ha encontrado en suelos con pH de 3,3 – 10,6 y con porcentajes de arcilla y arena de 66% y 100% respectivamente, lo que indica que se adapta a diversas gamas de suelos, desde los suelos pesados, arenosos, arcillosos hasta los orgánicos (Crow, 2017).

Distribución a nivel nacional

En Venezuela, es amplia su distribución en todo el territorio nacional. Es común observar al nematodo en distintos pisos climáticos, en musáceas, hortalizas, frutales y gramíneas, particularmente caña de azúcar. Los niveles poblacionales son variables en los distintos rubros. Es importante destacar que cada vez es más frecuente la aparición de este género de nematodos, en los análisis nematológicos que se realizan en los distintos laboratorios prestadores de servicio del país y se ha evidenciado que se encuentra distribuido en todas las zonas agrícolas. (Rosales *et al.*, 2018; Lugo, 2020; Perichi, 2021; Rumbos, 2021).

Medidas o planes de control por parte de los productores

Es un nematodo que puede dispersarse fácilmente en el calzado de los trabajadores agrícolas, en partículas de suelo y en partes vegetales, bulbos, tubérculos, raíces y en el rizoma de las plantas de banana. Lo más recomendable sería el empleo de materiales resistentes, pero desafortunadamente no existen para la mayoría de los cultivos. Una medida que es fundamental es utilizar material de propagación sano, se considera como el método más efectivo para prevenir su diseminación.

En el caso de musáceas, el tratamiento térmico es común. Consiste en inmersiones de los rizomas por 5 min o más en agua a 50 °C, son medidas eficaces y no dañan el rizoma. El uso de controladores biológicos como *Pseudomonas fluorescens* y *Glomus fasciculatum* reducen significativamente las poblaciones de *H. multicinctus* y se incrementa el rendimiento (Jonathan *et al.*, 2004).

En campo, el uso de nematicidas es el método más eficaz para reducir las poblaciones de *H. multicinctus*. Los granulados, fenamifos, ethoprop, aldicarb y carbofuran aplicados al suelo (1,5-4 g i.a./cepa) controlan al nematodo y se incrementa el rendimiento. También se puede usar oxamyl aplicado al follaje. Las dosis de los nematicidas granulados varían mucho, dependiendo de la concentración del producto comercial, edad de las plantas y características del suelo, sobre todo textura, contenido de materia orgánica y pH. En Venezuela, aplicando fraccionadamente ethoprop en mayo y noviembre, se logró reducir las poblaciones de *H. multicinctus* y *M. incognita* e incrementar de 4,4 Kg el peso de los racimos de banano cv Pineo Gigante con dosis de 2,25 + 2,25 g i.a./cepa. El apuntalamiento de las plantas afectadas por nematodos, para evitar su caída, es muy usado en el estado Aragua (Crozzoli *et al.*, 1995).

Nematodo lesionador

Nombre común: nematodo de las lesiones, nematodo lesionador, nematodo de la raíz del plátano; nematodo lesionador del cafeto.

Especies de importancia económica para Venezuela:

Pratylenchus brachyurus (Godfrey, 1929) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941

Pratylenchus coffeae (Zimmermann 1898) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941

Pratylenchus penetrans (Cobb, 1917) Filipjev and Schuurmans-Stekhoven, 1941 *Pratylenchus zaeae* Graham, 1951

Ubicación taxonómica

Dominio: Eukaryota

Reino: Metazoa

Phylum: Nematoda

Familia: Pratylenchidae

Género: Pratylenchus

Características

Son endoparásitos migratorios capaces de causar lesiones en raíces de plantas superiores que varían desde punturas superficiales hasta cavidades profundas. Su ciclo de vida completo se lleva a cabo en las raíces. Al interior del género hay especies bisexuales de reproducción amfimíctica como *P. penetrans*, y *P. coffeae*; y especies de reproducción partenogenética que es el caso de *P. zae* y *P. brachyurus*. Produce reacciones necróticas en la raíz y causa destrucción mecánica de las células durante su migración por las raíces. Se ubican en raíces, rizomas o tubérculos, y pueden vivir por poco tiempo en el suelo. (Manzanilla *et al.*, 2003; Crozzoli, 2014)

Cultivos o productos que afecta

P. brachyurus y *P. coffeae* afectan la mayoría de los cultivos de importancia agrícola, entre los más importantes, café y musáceas, afectando también cítricos, guayabo, maíz, melón, pastos, pepino, patilla, piña, musáceas, caña de azúcar, algodón y yuca (Renaud, 1985; Naveda, 1999; Jiménez, 2001; Crozzoli, 2002; Rosales *et al.*, 2018; Lugo, 2020; Rumbos, 2021).

P. penetrans es común en plantas ornamentales de follaje y flores de corte en zonas altas. Entre estas se mencionan: crisantemo (*Chrysanthemum* spp.), rosa (*Rosa* spp.), clavel (*Dianthus* spp.), Lirios (*Alstroemeria* spp.), gladiolo (*Gladiolus* spp.), ave del paraíso (*Strelitzia reginae* Aiton, 1789) y cala (*Zantedeschia aethiopica* (L.) Spreng., 1826). *P. zae* es común en gramíneas principalmente arroz, caña de azúcar y maíz (Renaud, 1985; Crozzoli, 2002).

Descripción del daño o síntoma

No penetran en las zonas de crecimiento, prefieren una región vieja o madura. Primero se alimentan de las células de la epidermis, 4-6 horas más tarde de las células de la corteza y, en 8-10 horas, están completamente dentro de los tejidos. Generalmente parasitan la región cortical, sin embargo, en algunos hospedantes pueden penetrar y dañar el sistema vascular, asimismo pueden afectar rizomas y tubérculos (Crozzoli, 2014; CABI, 2021).

En el cultivo de café, destruye la región cortical de las raíces. Tanto las formas juveniles como las adultas perforan y se alimentan de las células corticales hasta destruirlas, lo que produce una serie de galerías. Allí son dejados los huevos y los excrementos, produciendo un punto de penetración y desarrollo para otros microorganismos. De esta manera se inicia el necrosamiento y la muerte de la raíz afectada. Después ocurre la interrupción de la absorción de agua y nutrientes que tiene como consecuencia reflejos visibles en la planta. En la parte aérea sus síntomas dependen de las condiciones

nutricionales de la planta. En ataques severos su síntoma es el amarillamiento generalizado de la planta. En campo se observa una reducción del crecimiento de las plantas, generalmente agrupadas en focos (Castillo y Vovlas, 2007).

En plantas de cafeto afectadas por el nematodo, se observa la producción de muchas raíces adventicias sobre la zona de la lesión, dando una apariencia de “barbas” al sistema radical. En algunos árboles se producen regiones corchosas en la base del tronco, encontrándose un gran número de nematodos en el tejido afectado. El sistema radical de las plántulas afectadas por este nematodo es pobre, pudiendo ser arrancadas fácilmente del suelo. Es importante acotar que lo antes citado sustenta uno de los motivos por los cuales los nematodos del género *Pratylenchus* son considerados limitante por el Plan Nacional de Semillas en la producción de plantas de cafeto en viveros en Venezuela.

P. penetrans en ornamentales, además de reducir drásticamente el vigor de las plantas, afecta la calidad de las flores, acorta la vida del cultivo. La acción del nematodo trae como consecuencia un sistema radical reducido y un pobre desarrollo de la parte aérea (Crozzoli *et al.*, 2008).

Ciclo de vida

El ciclo de vida de estos nematodos es simple. Los huevos son depositados en las raíces, cormos, tubérculos, o en el suelo. El primer estadio juvenil ocurre dentro del huevo, muda a segundo estadio juvenil y el huevo eclosiona; el juvenil se alimenta, muda tres veces más y se convierte en adulto. Se reproducen anfidicticamente en especies donde los machos son comunes (*P. coffeae* y *P. penetrans*); donde los machos no son comunes (*P. brachyurus* y *P. zae*) la reproducción es partenogénica. Las especies tropicales como *P. brachyurus* y *P. zae* pueden completar el ciclo en 3-4 semanas a una temperatura de 30 °C; especies de clima templado como *P. penetrans*, completan el ciclo en 6-7 semanas a una temperatura de 20 °C. Los adultos y los juveniles de diferentes estadios migran constantemente desde y hacia el interior de las raíces, por lo que todos los estadios del ciclo de vida son infectivos y causan daño a las raíces (Nemaplex, 2021).

Condiciones favorables para su presencia

El género *Pratylenchus* puede encontrarse en cualquier continente. Algunas especies habitan en climas templados, otras en tropicales y algunas se adaptan a ambas condiciones. La distribución es independiente de la presencia de plantas hospederas y factores abióticos como la temperatura (Castillo y Vovlas, 2007).

Chávez *et al.* (2014) en trabajos desarrollados en Costa Rica, encontró que la mayor densidad poblacional de *Pratylenchus* está asociada con mayor cantidad de lluvia (1 248 mm), mayor altitud (1 175 m.s.n.m.), mayor porcentaje de arena (40 a 52%) y menor porcentaje arcilla (10 - 26,6%).

Distribución a nivel nacional

Este género de nematodos tiene una amplia distribución. La mayoría de las especies tienen un amplio rango de hospedantes y es frecuente encontrar hasta tres especies de *Pratylenchus* en el mismo cultivo. En Venezuela están presentes en todas las áreas cultivadas, sobre todo *P. brachyurus* y *P. coffeae*.

P. penetrans se encuentra más restringido a las zonas donde se cultivan ornamentales, bien sea al aire libre o en invernaderos de los estados, Distrito Capital, Miranda, Táchira, Trujillo, La Guaira.

Medidas o planes de control por parte de los productores

El método de control más adecuado es el uso de cultivares o patrones resistentes; sin embargo, no se dispone de muchos materiales con estas características. El uso de variedades resistentes en la medida de lo posible es la principal medida que se debería utilizar. Otra medida importante es el uso de material sano para iniciar un nuevo ciclo del cultivo, bien sean plántulas, rizomas o plantas de vivero o cualquier otro material vegetativo. En musáceas se acostumbra el uso de tratamiento térmico de la semilla. En café se realiza la desinfección de los suelos a nivel de vivero.

El uso de nematicidas en viveros es más adecuado y menos costoso que usarlos de una manera extensiva. Usar rotación de cultivos cuando sea posible, así como el uso de abonos orgánicos. En Venezuela, el uso de nematicidas y sub productos provenientes del procesamiento de la caña de azúcar tales como vinaza y ferbiplant, han demostrado un buen control de los nematodos con un consecuente aumento del rendimiento (Delgado *et al.*, 2007). La importancia en pérdidas económicas provocadas por *Pratylenchus* está relacionada directamente con el hospedante y la especie (Castillo y Vovlas, 2007).

Principales debilidades relacionadas con el diagnóstico de la presencia de nematodos

Las debilidades relacionadas al diagnóstico son comunes a todas las plagas. La creciente aparición de plagas y enfermedades nativas y no nativas de los cultivos en Venezuela está afectando los medios de vida rurales y el desarrollo económico en todo el país. No obstante, los servicios fitosanitarios y, por tanto, el control y vigilancia de las plagas y enfermedades de las plantas, se aminoraron sustancialmente en los últimos años como consecuencia del colapso de la economía y el deterioro sustancial de la administración pública venezolana. Por lo tanto, la mayoría de los patógenos asociados con síntomas que causan enfermedades permanecen no identificados o no caracterizados (Marys y Rosales, 2021).

A este problema se suman varios factores

- 1) Falta de especialistas para el diagnóstico. Tradicionalmente han sido pocos los especialistas dedicados a la nematología, en el área de la sanidad vegetal. Actualmente la situación es crítica y ha mermado a niveles mínimos ya que muchos de ellos se han jubilado, otro grupo ha emigrado del país o se dedican a otras actividades. Los que quedan habilitados para ejercer esta función son menos de la mitad de los que hubo hace 10 años, ya sea en el sector público o en las universidades.
 - 2) Desmantelamiento de la red nacional de laboratorios de servicio a nivel oficial y disminución de la red privada. El alto precio de los insumos, las desapariciones del financiamiento para los proyectos de investigación han incidido en la poca o nula dotación de los laboratorios de diagnóstico para ejercer sus funciones bien sean de servicio o de investigación.
 - 3) Poca presencia en el campo y en puntos de entrada al país, en actividades necesarias para obtener la información actualizada sobre detección de nuevas plagas.
 - 4) La poca disponibilidad de transporte y la escasez de combustible, ha derivado en un abandono de las actividades de campo, bien sean visitas de muestreo, proyectos de investigación o asesorías a los productores. Las mismas son necesarias para generar la información requerida para validar planes de manejo, niveles de severidad o estrategias de control.
-

- 5) Paralización del sector educativo ha conllevado a disminuir los egresados en las especialidades de la sanidad vegetal que pudieran convertirse en la generación de relevo y cubrir las vacantes que se han generado en el área.
- 6) Los bajos sueldos y salarios en las instituciones del Estado, así como en otros sectores relacionados, hace que los profesionales deriven a otros empleos que les permitan mantener un nivel de vida aceptable.

Lo antes expuesto evidencia la necesidad de reforzar la educación con respecto al tema de los nematodos. También se debe restablecer el financiamiento a los programas de investigación en el área de plagas agrícolas y fortalecer los laboratorios de diagnóstico bien sean del sector público o privado. Un esfuerzo conjunto que beneficiaría al país, y que debe tener como objetivo fundamental la reducción de pérdidas de alimentos causadas por las plagas.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abuslin Ponce, S.A.; G.A. Vaca Delgado. 2017. Control del nematodo nodulador de la raíz *Meloidogyne incognita* en el cultivo de tomate utilizando los hongos *Pochonia chlamydosporia*, *Paecilomyces lilacinus*, el extracto botánico *Tagetes patula* y el nematicida oxamil. Tesis para optar al título de Ingeniero Agrónomo, Escuela Agrícola Zamorano. Honduras. 19 p. Disponible en: <https://bit.ly/3hA1jDR> [Consultado: 09/06/ 2021].
- Arias, Y.; Y. González; M. Rodríguez; C. Rosales; Z. Suárez; B. Peteira 2009. Aspectos generales de la interacción tomate (*Solanum lycopersicon* L.) – *Meloidogyne incognita*. Revista Protección Vegetal. 24(1):1-13. Disponible en: <https://bit.ly/3qY9wWF> [Consultado: 12/06/2021].
- Arnal, E.; A. Rondón; A. Aponte; Z. Suárez; Y. Guevara; A. Maselli; C. Rosales. 2002. Aspectos fitosanitarios del duraznero. In El duraznero en Venezuela (en línea). Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas, Maracay. Serie B N° 4. pp. 71-112. Disponible en: <https://bit.ly/3yFdzcY> [Consultado: 09/06/2021].
- Berroterán, G.; G. Perichi; Y. Aguirre. 2020. Reacción de seis genotipos de caraota (*Phaseolus vulgaris* L.) al nematodo agallador *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood. Bioagro 32(1): 67-71. 2020. Disponible en: <https://bit.ly/3jPv9GW> [Consultado: 12/06/2021].
- Brodie, B.B.; K. Evans; J. Franco. 1993. Nematode parasites of potatoes. In Evans, K; D. Trudgill; J. Webster (Eds.) Plant parasitic nematodes in Temperate Agriculture. UK: CAB International. 87-132.
- CABI (Commonwealth Agricultural Bureaux International, UK). 2019. *Helicotylenchus multicinctus* Datasheet 26826. In Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International. Disponible en: <https://bit.ly/2URBE1F> [Consultado: 12/06/2020].
- CABI (Commonwealth Agricultural Bureaux International, UK). 2020a. *Meloidogyne incognita* Datasheet 33245. In Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International. Disponible en: <https://bit.ly/2ThVnXP> [Consultado: 12/06/2020].

- CABI (Commonwealth Agricultural Bureaux International, UK). 2020b. *Globodera pallida* Datasheet 27033. In Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International. Disponible en: <https://bit.ly/2U8I6ko> [Consultado: 12/06/2020].
- CABI (Commonwealth Agricultural Bureaux International, Reino Unido). 2020c. *Globodera rostochiensis* (yellow potato cyst nematode) Datasheet 27034 (en línea). In Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International. Disponible en: <https://bit.ly/3hD77fx> [Consultado: 12/06/2020].
- CABI (Commonwealth Agricultural Bureaux International, Reino Unido). 2021. *Pratylenchus coffeae* (banana root nematode) Datasheet 43895. In Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International. Disponible en: <https://bit.ly/3hD77fx> [Consultado: 12/06/2020].
- Casanova, M.; N. Jiménez-Pérez; A. Hernández; R. Crozzoli. 2012. Especies de *Globodera* asociadas con el cultivo de la papa (*Solanum tuberosum* L.) en Venezuela (en línea). *Fitopatología Venezolana* 25(1):16-23. Disponible en: <https://bit.ly/3x13SVZ> [Consultado: 09/06/2021].
- Castellano, G.; R. Camacho. 1997. Evaluación de tres dosis de furadan para control de *Meloidogyne* sp. en guayabo. *Fitopatología Venezolana* 10: 47.
- Castellano, G.; O. Quijada; N. Jiménez-Pérez; E. Briceño. 2004. Nematodos fitoparasíticos asociados con merey, tamarindo y semeruco en el estado Zulia y respuesta de dos cultivares de merey ante el nematodo agallador *Meloidogyne* incognita. *Fitopatología Venezolana* 17: 7-9.
- Castellano, G.; O. Quijada; N. Jiménez; R. Crozzoli; V. Hernández; C. Marín. 2011a. Reacción de cultivares de *Psidium* spp. a *Meloidogyne enterolobii* (Nematoda: Meloidogynidae). *Fitopatología Venezolana* 24: 28-30.
- Castellano, G.; O. Quijada; N. Jiménez; R. Crozzoli; V. Hernández; C. Marín. 2011b. Reacción de cultivares de cerecita (*Malpighia glabra*) a *Meloidogyne enterolobii* (Nematoda: Meloidogynidae). *Fitopatología Venezolana* 24: 25-27.
- Castillo, P.; P. Castagnone-Sereno. 2020. *Meloidogyne enterolobii* (Pacara earpod tree root-knot nematode). Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CABI. Disponible en: <https://bit.ly/3dqDehn> [Consultado: 07/06/2021]cid.
- Castillo, P.; N. Vovlas. 2007. *Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchidae): Diagnosis, biology, pathogenicity and managment. Leiden, Boston. Estados Unidos de Norteamérica. Brill. 147 p.
- Cepeda-Siller, M.; F. Garrido Cruz; E. Castro Narro; S.R. Sánchez Peña; M.D. Dávila. 2018. Infección in vitro de cepas de *Beauveria* spp. sobre *Globodera rostochiensis* Wollenweber (1923). *Acta Universitaria* 28(4): 25-30.
- Cid del Prado, I. 2015. Ficha técnica Nematodo dorado *Globodera rostochiensis* (Wollenweber, 1923) (Skarbilovich, 1959) (en línea). OIRSA (Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria, El salvador). 22 p. Disponible en <https://bit.ly/3qCPiBC> [Consultado: 09/06/2021].
- CIPF-FAO (Convención Internacional de Protección Fitosanitaria- Organización de las Naciones Unidas para la alimentación y la agricultura, Italia). 2020. Revisión científica del impacto del cambio climático en las plagas de las plantas. Un desafío mundial en la prevención y la mitigación de los riesgos de plagas en la agricultura, la silvicultura y los ecosistemas. Secretaría de la CIPF. 2021. 88 p. Disponible en: <https://bit.ly/3hW6wWp> [Consultado: 23 jun. 2021].

- Crow, W.T. 2017. Spiral Nematode *Helicotylenchus* spp. (Nematoda: Tylenchida:Hoplolaimidae) (en línea). University of Florida, Entomology and Nematology Department 1-4. Disponible en: <https://bit.ly/3w9HQid> [Consultado: 09/06/2021].
- Crozzoli, R.; G. Martínez; D. Rivas. 1995. Manejo y fluctuaciones poblacionales de *Helicotylenchus multicinctus* y *Meloidogyne incognita* en banano en Venezuela. *Nematopica* 26: 61-66.
- Crozzoli, R. 2002. Especies de nematodos fitoparásitos en Venezuela. *Interciencia* 27: 354-364.
- Crozzoli, R. 2014. La Nematología Agrícola en Venezuela. Universidad Central de Venezuela, Facultad de Agronomía. Maracay, Venezuela. 534 p. (CD).
- Crozzoli, R.; T. Hurtado; G. Perichi; A. Arcia. 2008. Characterization of a Venezuelan population of *Aphelenchoides ritzemabosi* on chrysanthemum. *Nematologia Mediterránea* 36: 79-83.
- Crozzoli, R.; N. Jiménez. 2015. Una revisión de las especies de nematodos fitoparásitos en Venezuela. *Revista de la Facultad de Agronomía (UCV)* 41(3): 117-126. Disponible en: <https://bit.ly/2UnPkkD> [Consultado: 23/06/2021].
- Cuadra, Q.P. 2016. Identificación de fitoparásitos en raíces del cultivo de piña *Ananas comosus* L. var. Roja trujillana en el valle de santa catalina La Libertad. Universidad Nacional de Trujillo. 54 p.
- Delgado, A.; D. Navia; C. Triviño; W. Christopher. 2018. Efecto de Poblaciones del Nemátodo *Helicotylenchus multicinctus* sobre Cantidad de Raíces en Banano. In 1 Congreso internacional alternativas tecnológicas para la producción agropecuaria sostenible en la amazonía ecuatoriana. Disponible en: <https://bit.ly/3qD63fN> [Consultado: 12/06/2021].
- Delgado, B. 2007. Diagnóstico y control de nematodos fitoparásitos asociados con el cultivo de la caña de azúcar (*Saccharum* sp. híbrido) en la zona de influencia de la azucarera Río Turbio y el Central Matilde. Trabajo de Maestría. Universidad Central de Venezuela. Facultad de Agronomía. Maracay, Venezuela. 99 p.
- Eisenback, J.D. 2020. *Meloidogyne incognita* (root-knot nematode). Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CABI. Disponible en: <https://bit.ly/2TxGReN> [Consultado: 12/06/2021].
- EPPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization, France). 2010. *Globodera rostochiensis* and *Globodera pallida*. Disponible en: <https://bit.ly/3dQqMHP> [Consultado 12/06/2021].
- Ferraz, L.C.C.B.; D.J.F. Brown. 2002. An introduction to nematodes: Plant Nematology. Pensoft. 221p.
- Gandarilla, H. 2007. Algunos aspectos sobre las principales especies de fitonematodos asociadas a los cultivos de plantas ornamentales. *Fitosanidad* 9(2): 49-57. Disponible en: <https://bit.ly/2TrQj3j> [Consultado: 06/06/ 2021].
- Gómez, E.T. 2019. Identificación de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de café (*Coffea arabica* L.) en la Provincia de Loja. Universidad Nacional de Loja facultad agropecuaria y de recursos naturales renovables. Tesis de grado Ingeniería agronómica. Loja – Ecuador 82 p. Disponible en: <https://bit.ly/3hx6rbH> [Consultado: 09/06/2021].

- González-García, H.; A. González-Pedraza; M. Pineda-Zambrano; M. Casanova-Yépez; G. Rodríguez-Yzquierdo; A. Soto-Bracho. 2021. Poblaciones de fitonematodos asociados al vigor de plantas de plátano. *Agronomía Mesoamericana* 32(1): 163-177. Disponible en: <https://bit.ly/3wooiXv> [Consultado: 06/06/ 2021].
- Hunt, D.; Z. Handoo. 2009. Taxonomy, identification and principal species. In Perry, R; Moens, M; Starr, J. eds. *Root-knot nematodes*. London, UK. CAB International. 238 p.
- Hunt, D.J.; J.E. Palomares-Rius; R.H. Manzanilla-López. 2018. Identification, morphology and biology of plant parasitic nematodes. In Luc, M; R.A. Sikora; J. Bridge (eds). *Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture: 3rd ed.*, pp.11–52. Disponible en: <https://doi.org/fv2w5g> [Consultado: 12 /06/ 2021].
- Jiménez, N. 2002. Nematodos fitoparásitos asociados con el cultivo de la papa en el estado Lara y estudio de la patogenicidad, emergencia y ciclo biológico de una población larense de *Globodera rostochiensis* (Nematoda; Tylenchida). Tesis Doctoral. Universidad Central de Venezuela, Facultad de Agronomía. Maracay. 170 p.
- Jiménez, N.; R. Crozzoli; P. Petit; N. Greco. 2001. Nematodos fitoparásitos asociados con el cultivo de la piña, *Ananas comosus*, en los estados Lara y Trujillo, Venezuela. *Nematología mediterránea* 29(1): 13-17. Disponible en: <https://bit.ly/3hkjzAD> [Consultado: 06/06/2021].
- Jiménez-P, N.; R. Crozzoli; N. Greco. 2007. Nematodos fitoparásitos asociados con el cultivo de la papa en el estado Lara, Venezuela. *Fitopatología Venezolana* 20: 34-40.
- Jonathan, E.I.; I. Cannayane; R. Samiyappan. 2004. Field application of biocontrol agents for the management of spiral nematode, *Helicotylenchus multicinctus*, in banana. *Nematologia Mediterranea* 32: 169-173.
- Karsen, L.; M. Moens. 2006. Diagnostic characters useful in the identification of the four most common species of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp). In Barker, K; Carter, C; Sasser, J. (Ed). *An advanced treatise on Meloidogyne. Vol. II, Methodology*. North Carolina State University Graphics. pp. 256-278.
- Lugo, Z. 2009. Nematodos fitoparásitos asociados a cultivos de importancia agrícola en el estado Falcón y estrategias de control de *Meloidogyne incognita* en melón. Tesis Doctoral. Universidad Central de Venezuela, Facultad de Agronomía. Maracay. 181 p.
- Lugo, Z.; R. Crozzoli; N. Greco; A. Cortez; A. Fernández. 2010. Efecto de la solarización y de *Calotropis procera* en el control de *Meloidogyne incognita* en melón en el estado Falcón, Venezuela. *Nematología Mediterránea* 38: 121-127.
- Lugo, Z.; R. Crozzoli; N. Greco; G. Perichi; A. Fernández; C. Rosales; R. Medina. 2012. Nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de zábila (*Aloe vera*) en el estado Falcón, Venezuela. *Fitopatología Venezolana* 25: 37-39.
- Lugo, Z.; R. Crozzoli; N. Greco; G. Perichi; A. Fernández. 2010. Nematodos fitoparásitos asociados a hortalizas en el estado Falcón, Venezuela. *Fitopatología Venezolana* 23(1): 16-22. Disponible en: <https://bit.ly/3y3Hnj9> [Consultado: 09/06/2021].
- Lugo, Z.; R. Crozzoli; S. Molinari; N. Greco; G. Perichi; N. Jiménez, 2005. Patrones isoenzimáticos de poblaciones venezolanas de *Meloidogyne* spp. *Fitopatología Venezolana* 18: 30-33.
-

- Lugo, Z.; R. Crozzoli; G. Perichi; R. Medina; G. Castellano. 2007. Nematodos fitoparasíticos asociados a plantas cultivadas y no cultivadas en el municipio Miranda del estado Falcón, Venezuela. *Fitopatología Venezolana* 20: 15-20.
- Lugo, Z. 2020. Informe técnico anual del Laboratorio de Fitopatología, Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas (INIA), Mérida. 15 p.
- Lugo, Z.; C. Ramírez; R. Montero; R. Crozzoli; Y. Aguirre; J. Salas; G. Perichi; L.C. Rosales. 2021. Estrategias agroecológicas para el control del nematodo dorado de la papa en plantaciones del estado Mérida, Venezuela. *Agronomía Tropical* 71, e5080526, pp.1-12. Disponible en: <https://10.5281/zenodo.5080526> [Consultado: 23/06/2021].
- Maggiorani, A.; L. Bracamonte; O. Holmquist; A. Cadenas; E. Briceño; J. Renaud. 2004. Identificación de especies del género *Helicotylenchus* (Nematodos) en Venezuela. Parte I. *Revista Forestal Venezolana* 48(1): 81-86.
- Mandal, H.R.; S. Katel; S. Subedi; J. Shrestha. 2021. Plant Parasitic Nematodes and their management in crop production: a review. *Journal of Agriculture and Natural Resources* 4(2): 327-338. Disponible en <https://bit.ly/3hldVhY> [Consultado 23 /06/ 2021].
- Manzanilla, R.; K. Evans; J. Bridge. 2003. Plant diseases caused by nematodes. In Chen, Z.X.; S.Y. Chen; D.W. Dickson (eds). *Nematology advances and perspectives*. Vol. 2. Nematode management and utilization. CABI Publishing. ISBN 0851996469. pp: 637-703.
- Márquez-Paz, E. 2020. Caracterización morfológica y molecular de dos especies de nematodos fitoparásitos de mayor prevalencia asociados al cultivo de piña en el Valle del Cauca, Colombia. Tesis de Maestría. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Nacional de Colombia, Palmira, Colombia. 127 p. Disponible en: <https://bit.ly/2Ug044I> [Consultado: 09/06/2021].
- Marys, E.; L.C. Rosales. 2021. Plant disease diagnostic capabilities in Venezuela. *Frontiers in Sustainable Food Systems*. In *Research Topic Food Security and Food Safety Challenges in Venezuela*. Vol. 5 e715463 pp:1-8. Disponible en: <https://doi.org/10.3389/fsufs.2021.715463> [Consultado: 03/11/2021].
- Medina, A.; R. Crozzoli; G. Perichi. 2009. Nematodos fitoparásitos asociados a los arrozales en Venezuela. *Nematologia mediterránea* 51: 21-26.
- Molinari, S.; N. Greco; R. Crozzoli; M. Zouhar. 2008. Pathotypes of *Globodera* spp. as detected by superoxide dismutase isoelectrofocusing patterns. 5th International Congress of Nematology. Brisbane, Australia, 13-18 July.
- Nemaplex. 2019. *Helicotylenchus multicinctus* (en línea). Universidad de Davis USA. Disponible en: <https://bit.ly/35ZMapL> [Consultado: 07/06/2021].
- Nemaplex. 2021. *Pratylenchus* (en línea). Universidad de David, USA. Disponible en: <https://bit.ly/3jIsAXp> [Consultado: 07/06/2021].
- Niño de G., L.; M. Flores. 1994. Identificación de especies y patotipos de tres poblaciones del nematodo quiste de la papa (*Globodera* spp.) provenientes de los estados Mérida y Lara. *Memorias del VI Congreso Venezolano de Hortalizas*, Maracay, Venezuela. pp. 45.

- Obando Vergara, M.; G. García Morera; M. Araya. 2017. Control químico de *Globodera pallida* (Stone) Behrens y la producción de papa (*Solanum tuberosum* L.), variedad Floresta. 32(3): 1-11. Disponible en: <https://bit.ly/2T56aVg> [Consultado: 06/06/2021].
- Ortiz, A.M.; B. Sipes; S. Miyasaka; A. Arakaki. 2015. Green Manure Crops for Management of *Meloidogyne javanica* and *Pythium aphanidermatum*. HortScience 50(1): 90-98. Disponible en: <https://bit.ly/3hyHZ9T> [Consultado: 06/06/2021].
- Perichi, G.; R. Crozzoli. 2010. Morfología, morfometría y hospedantes diferenciales de poblaciones de *Meloidogyne* de los estados Aragua y Zulia. Fitopatología Venezolana 23: 5-15.
- Perichi, G.; Y. Aguirre; A. Vegas; Y.D. Jáuregui. 2019. Pathogenicity of *Meloidogyne incognita* in bell pepper in Rio Tocuyo, Lara State. Venezuela. Bioagro 31(1): 67-72. Disponible en: <https://bit.ly/3jZwjzZ> [Consultado: 23/06/2021].
- Perichi, G. 2021. Informe técnico Servicio de Diagnóstico Nematológico FAGRO-UCV. Instituto de Zoología Agrícola, Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela. 25 p.
- Rao, V.; G. Swarup. 1975. Studies on the life history of *Helicotylenchus dihystera* and on the histopathological of infested sugarcane root. Indian Journal of Nematology 5: 56-61.
- Rodríguez, M.G.; L.P. Díaz-Viruliche; D. Hernández; J. Hernández; R.R. Enrique; L. Gómez; I. Miranda; L.C. Rosales; Z. Suárez. 2011. Impacto de la biofumigación y materiales orgánicos en la recuperación de viñedo infestado con Nematodos Agalleros. Agronomía Tropical 61(2): 113-124. Disponible en: <https://bit.ly/2SMiU2K> [Consultado: 09/06/2021].
- Rodríguez, M.G.; L. Gómez; D. Hernández-Ochandía; R. Enrique; I. Miranda; O. Pino; I. Castro-Lizazo; L.C. Rosales; L. Díaz-Viruliche. 2012. Efecto de la biodesinfección con residuos de nim (*Azadirachta indica* A. Juss) sobre población de *Meloidogyne* spp. en suelo. Revista de Protección Vegetal 27(3): 197-201. Disponible en: <https://bit.ly/2UYSnQv> [Consultado: 09/06/2021].
- Rodríguez, Y.; M. Soto; L. Marín. 2020. La sanidad vegetal en Venezuela: el rol del Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral. Agronomía Tropical 70: 1-22. Disponible en <https://doi.org/gm2s> [Consultado 23/06/2021].
- Rondón, Y.M.; R. Crozzoli; G. Perichi. 2009. Actividad nematocida *in vitro* de extractos acuosos de plantas en el nematodo agallador *Meloidogyne mayaguensis*. Fitopatología Venezolana 22:72.
- Rosales, L.C.; R. Crozzoli; Y. Aguirre; L. Puente. 2013. Reacción de diferentes materiales genéticos de tomate a *Meloidogyne incognita* y *Meloidogyne enterolobii* (Nematoda: Meloidogynidae). Fitopatología Venezolana 26: 29-32.
- Rosales, L.C.; Z. Suárez. 2001. Nematodos fitoparasíticos asociados al lechoso y distribución geográfica en Venezuela. Fitopatología Venezolana 14(1): 21-23.
- Rosales, L.C.; Z. Suárez H. 2001. Reacción de cinco materiales de caricáceas, al ataque del nematodo *Meloidogyne incognita*. Nematología mediterránea 29(2):177-180.
-

- Rosales, L.C.; J. Pilco; L. Puente. 2018. Informe técnico anual del Servicio de Diagnóstico de nematodos en plantas. Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas. Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias, Unidad de Protección Vegetal. Maracay. 11 p.
- Rumbos, R. 2021. Informe técnico anual Laboratorio de Servicios de Protección Vegetal, Estación Local Chama del Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas (INIA) del estado Zulia. 9 p.
- Savary, S.; L. Willocquet; S.J. Pethybridge; P. Esker; N. McRoberts; A. Nelson. 2019. The global burden of pathogens and pests on major food crops. *Nature Ecology & Evolution* 3: 430–39. Disponible en <https://doi.org/gf35k8> [Consultado: 23/06/2021].
- Silva, A.; Y. Mujica; Y. Flores. 2017. Nematodos fitoparásitos en 18 clones de yuca, Fundación La Salle campus Cojedés. *Revista de Ciencia Y Tecnología* 14: 45-50. Disponible en: <https://bit.ly/35YaFDJ> [Consultado: 09/06/2021].
- Singh, S.K.; M. Hodda; G.J. Ash. 2013. Plant-parasitic nematodes of potential phytosanitary importance, their main hosts and reported yield losses. *EPPO Bull.*, 43(2): 334-374.
- Suárez, Z.; A. Rondón; V. Tellechea; R. Solórzano; R. Navas. 1992. Asociación de hongos del suelo con nematodos fitoparásitos en aguacatero. *Agronomía Tropical* 42: 321-328.
- Suárez, Z.; L.C. Rosales. 1998. Nematodos asociados a los frutales de importancia y su control. II Frutales anuales. *Fonaiap Divulga* 60: 38-41.
- Suárez, Z.; L.C. Rosales. 2008. Comportamiento de materiales genéticos de piña (*Ananas comosus*) al ataque de *Meloidogyne incognita* Raza 1. *Revista Protección Vegetal* 23 (3): 191-195.
- Suárez, Z.; L.C. Rosales; A. Rondón; M.S. González. 1998. Histopatología de raíces de *Psidium guajava* atacadas por el nematodo *Meloidogyne incognita* raza 1 y los hongos *Macrophomina phaseolina* y *Fusarium oxysporum*. *Fitopatología Venezolana* 11: 44-47.
- Suárez, Z.; L.C. Rosales; A. Rondón. 1999a. Efecto sinérgico de los hongos *Macrophomina* y *Fusarium* con el nematodo agallador *Meloidogyne* spp. sobre un decaimiento en guayabo. *Nematologia Mediterranea* 27: 79-82.
- Suárez, Z.; L.C. Rosales; A. Rondón; M.S. González. 1999b. Nematodos fitoparásitos en el complejo de enfermedades de algunos frutales en Venezuela. *Nematropica* 29: 135.
- Sullivan, M.J.; R.N. Inserra; J. Franco; I. Moreno-Leheudé; N. Greco. 2007. Potato cyst nematodes: plant host status and their regulatory impact. *Nematropica* 37(2): 193-201. Disponible en: <https://bit.ly/3dR06a5> [Consultado: 07/06/2021].
- Taylor, A.; J. Sasser. 1983. Biología, identificación y control de los nematodos de nódulo de la raíz (especies de *Meloidogyne*). International *Meloidogyne* Project, North Carolina State University, Agency for International Development, United States. 301 p.
- Ye, W.; R.T. Robbins; T. Kirkpatrick. 2019. Molecular characterization of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) from Arkansas, USA. *Scientific Reports* 9(10): 15680. Disponible en: <https://go.nature.com/2TcOSWo> [Consultado: 07/06/2021].

Insectos plagas más importantes que afectan rubros agrícolas en Venezuela

Mailyn Mago

Catedra de Manejo Integrado de Plagas Agrícolas y Urbanas. Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela, Apdo. 4579, Maracay 2101, Aragua, Venezuela.

RESUMEN

Se necesita un suministro de alimentos suficiente y sostenible para aumentar la seguridad alimentaria y eliminar el hambre. Los insectos plagas ponen en riesgo la producción agrícola en general. Actualmente, en Venezuela, se han considerado las siguientes especies de insectos como de gran importancia económica: *Spodoptera frugiperda*, *Tibraca limbativentris*, *Diatraea saccharalis*, *Bemisia tabaci*, *Tuta absoluta*, *Diaphorina citri*, *Anastrepha oblicua*, *Cosmopolites sordidus*, *Carmenta theobromae* y *Carmenta foraseminis*, ya que estos repercuten en la disminución de la producción de diferentes cultivos de interés nacional. Los productores agrícolas, llevan a cabo diferentes estrategias para el control de estos insectos plagas, donde hay un predominio del uso de insecticidas químicos, aunque se cuenta actualmente con algunas experiencias de control biológico. El uso de diferentes estrategias de control de insectos plagas, conlleva al mantenimiento de la sanidad vegetal, la cual está íntimamente relacionada con la seguridad alimentaria.

Palabras clave: *Spodoptera frugiperda*, *Tibraca limbativentris*, *Diatraea saccharalis*, *Bemisia tabaci*, *Tuta absoluta*, *Diaphorina citri*

Most important insect pests that affect agricultural crops in Venezuela

ABSTRACT

Sufficient and sustainable food supply is needed to increase food security and eliminate hunger. Insect pests threaten agricultural production in general. Currently, in Venezuela, the following insect species have been considered of great economic importance: *Spodoptera frugiperda*, *Tibraca limbativentris*, *Diatraea saccharalis*, *Bemisia tabaci*, *Tuta absoluta*, *Diaphorina citri*, *Anastrepha oblicua*, *Cosmopolites sordidus*, *Carmenta theobromae* and *Carmenta foraseminis*, since they have an impact on the decrease of production of different crops of national interest. Agricultural producers carry out different strategies

*Autor de correspondencia: Mailyn Mago

E-mail: mailynmagozam@gmail.com

for the control of these insect pests, where there is a predominance of the use of chemical insecticides, although there are currently some experiences with biological control. The use of different insect pest control strategies leads to the maintenance of plant health, which is closely related to food safety.

Key words: *Spodoptera frugiperda*, *Tibraca limbativentris*, *Diatraea saccharalis*, *Bemisia tabaci*, *Tuta absoluta*.

INTRODUCCIÓN

Las plantas constituyen el 80% de la dieta humana. Como tal, son esenciales para la seguridad alimentaria y el acceso continuo a alimentos nutritivos, seguros, asequibles y suficientes. Las plagas son una amenaza para la seguridad alimentaria porque pueden dañar los cultivos, de modo que reducen, tanto la disponibilidad como el acceso a los alimentos, aumentando su costo (FAO, 2020).

Se necesita un suministro de alimentos suficiente y sostenible para aumentar la seguridad alimentaria y eliminar el hambre, lo que representa un gran reto, bajo las circunstancias en las que se encuentra Venezuela. En este sentido, los organismos de protección vegetal juegan un rol importante en la protección fitosanitaria, ya que son estos los que disponen sobre la aplicación de medidas cuarentenarias, así como también de la publicación de normas jurídicas necesarias para evitar, prevenir y retrasar la introducción o establecimiento de nuevas plagas; de manera similar, debe coordinar sus actividades con otros ministerios, instituciones, universidades, empresas públicas y privadas, entre otros, pertinentes a su función (INSAI, 2020).

El Manejo Integrado de Plagas (MIP) es la aplicación de diversas técnicas disponibles para el control y manejo de plagas agrícolas, así como la integración de medidas que mantengan en un margen bajo las poblaciones de plagas, con la finalidad de reducir al mínimo el riesgo a la salud de las personas, de la flora y fauna y la contaminación ambiental (Martínez, 2010).

En el presente documento, a continuación se abordan los principales insectos plagas, que tienen una repercusión importante en la producción agrícola, así como las principales estrategias de control que se están llevando a cabo en la actualidad por parte de los agricultores.

Spodoptera frugiperda

Cultivos: Maíz (*Zea mays*), arroz (*Oryza sativa*), sorgo (*Sorghum* spp.),

Nombres comunes: Gusano cogollero, Barredor, Barrenador.

Clasificación taxonómica

EPPO (2002), señala la siguiente clasificación taxonómica:

Clase: Insecta

Orden: Lepidóptera

Familia: Noctuidae

Género: *Spodoptera*.

Especie: *Spodoptera frugiperda*.

Hospederos

Venezuela por excelencia es un país productor y consumidor de maíz, gran parte de la cosecha es procesada anualmente para el consumo humano, alimentos balanceados para animales y otros usos industriales. El cogollero del maíz (*Spodoptera frugiperda*), es uno de los insectos plaga más importante de este cultivo, causando daños de alrededor del 60% en rendimiento, ya que afecta el desarrollo y crecimiento de la planta (Reséndiz *et al.*, 2016).

S. frugiperda es un insecto polífago que ocasiona numerosas pérdidas en diversos cultivos; esta característica, junto a su poder de aclimatación a diferentes condiciones permite que su distribución geográfica sea amplia (Clavijo y Pérez, 2000). Casmuz *et al.*, (2010) han indicado las siguientes especies como hospedantes del cogollero del maíz: maíz, arroz, sorgo, caraota (*Phaseolus vulgaris* L.), algodón (*Gossypium hirsutum* L.) y maní (*Arachis hypogaea*).

Daño

S. frugiperda provoca retraso en el desarrollo del cultivo y disminución del rendimiento de grano y forraje, ya que se alimenta de tejido vegetal en las primeras etapas fenológicas del cultivo, cuando la infestación es alta puede provocar la defoliación completa (Valdez *et al.*, 2012). Las larvas realizan diferentes tipos de daño físico, de forma general, los daños pueden manifestarse en la forma de raspado e ingestión de la epidermis superior y del mesófilo de las hojas, muy evidente cuando se presenta en plantas jóvenes, ocasionado por larvas pequeñas, dejando solo la epidermis inferior, la cual mientras permanece, le da un aspecto traslucido y que al caerse, deja en la superficie de las hojas unas pequeñas “ventanas” de forma irregular. Otro tipo de daño, lo representa el corte de plantas jóvenes a nivel de la base del tallo, generando la pérdida irremediable de la planta (Clavijo y Pérez, 2000).

Clavijo y Pérez (2000) señalan que en ocasiones las larvas del insecto pueden adquirir un comportamiento gregario, y pueden consumir con gran voracidad las plantas, esta fase es conocida como “barredor”. Por otra parte, el daño más tradicional tiene que ver con la migración de las larvas desde el lugar donde ocurrió la oviposición hacia la zona de la yema apical o “cogollo”. En ese lugar se aloja, usualmente más de una larva de diferente tamaño, escondidas entre los pliegues de las hojas que están por brotar, alimentándose de ellas, e inclusive de la panoja antes de que esta emerja. Las mazorcas pueden ser dañadas eventualmente por esta especie, sobre todo en los casos de alta ocurrencia de poblaciones del insecto.

Descripción morfológica y biología

Los huevos son puestos en grupos o masas en número de 100, protegidos por una telilla transparente. Individualmente tienen forma globosa, estriados radialmente, de color rosado pálido que se torna gris a medida que se aproxima la eclosión a los dos o tres días de la oviposición. Las larvas al eclosionar se alimentan del corion, más tarde se trasladan a diferentes partes de la planta; el cuerpo es de color blanco cremoso cubierto de pequeños puntos negros pubescentes y cabeza negra con sutura epicraneal bien marcada y en forma de “Y” invertida. El cuerpo puede ser de color castaño, castaño oscuro o verde pálido. Cuando la larva está próxima a pasar al estado de pupa busca el suelo, deja de moverse, sufre una muda y se transforma en pupa, en este estado dura de 7 a 10 días. Las pupas son de color caoba, esta fase se desarrolla en el suelo y el insecto está en reposo hasta los 8 a 10 días en que emerge el adulto o mariposa (Sosa, 2009). Los adultos vuelan con facilidad durante la noche, siendo atraídos por la luz; son de coloración gris oscura, las hembras tienen alas traseras de color blancuzco,

mientras que los machos tienen arabescos o figuras irregulares llamativas en las alas delanteras, y las traseras son blancas (Rangel *et al.*, 2014).

Condiciones que favorecen su presencia

La biología del gusano cogollero ha sido bien estudiada en el país, se ha determinado que es una especie altamente polífaga, pues se alimenta de un gran número de plantas y se desarrolla, sin ningún problema, en el rango comprendido entre 20 y 30 °C, aunque puede soportar temperaturas comprendidas entre los 15 y 35 °C (Clavijo y Pérez, 2000).

Distribución a nivel nacional

El gusano cogollero, se encuentra distribuido en las principales zonas productoras de maíz en casi todo el país, no obstante, el 80% de la producción está asentada en la región de los llanos occidentales (Portuguesa, Barinas, Cojedes), región de los llanos centrales (Guárico y Apure) y en estados con menores porcentajes de producción (Yaracuy, Carabobo, Aragua, Anzoátegui, Zulia, Lara y Monagas) (Silva, 2015).

Medidas de control

En el cultivo de maíz se utilizan múltiples métodos para el control del gusano cogollero, dentro de los cuales destacan el uso de plaguicidas sintéticos por ser el de uso más generalizado en el país (inhibidores de quitina, piretroides, organofosforados y carbamatos) y aunque es altamente efectivo, su uso inadecuado e indiscriminado puede tener consecuencias negativas importantes. Es conocido también la utilización en menor grado de *Bacillus thuringiensis* y de pequeñas liberaciones del parasitoide *Telenomus remus*. Actualmente existen algunos emprendimientos, orientados a la producción de entomopatógenos y entomófagos, que no cubren la demanda para su uso en el cultivo de maíz.

Tibraca limbativentris

Cultivo: Arroz (*Oryza sativa*)

Nombres comunes: Chinche marrón, chinche negro, chinche vaneador, tibraca del arroz, chinche hedionda de las gramíneas.

Clasificación taxonómica

Kruger (2008), señala la siguiente clasificación taxonómica:

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Sub orden: Heteroptera

Familia: Pentatomidae

Género: *Tibraca*

Especie: *Tibraca limbativentris*

Hospederos

En Venezuela se señala la presencia de *T. limbativentris* fundamentalmente en los campos de arroz, entre los meses de febrero a junio. Las gramíneas que crecen en los bordes y en los alrededores y los residuos de cosechas anteriores son importantes hospederos del insecto. Durante el año 2018, se registra por primera vez en Venezuela, al chinche marrón como vector del acaro *Steneotarsonemus pinki*, el cual ha sido señalado como una de las principales plagas en el cultivo de arroz, pudiendo ocasionar pérdidas de hasta un 90% (Nienstaedt *et al.*, 2018).

Daño

Los daños de *T. limbativentris* se manifiestan en diferentes etapas fenológicas del cultivo de arroz, tanto la ninfa como el adulto, perforan los tejidos del tallo de las plantas, inyectan saliva tóxica, provocando la lisis de los tejidos aledaños al punto de succión, esto causa un estrangulamiento del tallo, interrumpiendo el flujo de savia y resultando en el marchitamiento o muerte del tallo por encima del punto de alimentación. En la fase vegetativa del arroz esto es conocido como “corazón muerto” debido a que causa la muerte de los macollos. Si el daño es provocado en la fase reproductiva, se conoce como “panoja blanca”, ya que ocasiona un aborto parcial o total de la misma, dependiendo del momento en el cual ocasione el daño (Rodríguez *et al.*, 2018)

Descripción morfológica y biología

Los huevos, recién ovipositados son de color verde oliva, tornándose rojizos a medida que avanza la incubación. Son depositados en grupo y su número en condiciones de campo es muy variable. La fase de ninfa consta de 5 estadios, los cuales van desde un rojo intenso en el primer instar, pasando por castaño hasta café en los últimos instares. Los adultos después de la emergencia son de color amarillento, pero posteriormente se transforman a color café. El dorso es castaño claro y la parte ventral castaño oscuro, usualmente su cuerpo está blindado por una coraza en forma de escudo. La duración desde la oviposición hasta el arribo al estado adulto es aproximadamente de 43 días, por lo que el insecto puede tener hasta 4 generaciones en un año (Grillo, 2007).

Distribución a nivel nacional

Tibraca limbativentris se encuentra distribuida en Venezuela en las principales zonas productoras de arroz, donde el 90% se concentra en los estados Portuguesa, Cojedes, Guárico y Barinas (Molina, 1998). Aunque, sin embargo, por ser las gramíneas sus hospederos por excelencia, se encuentra presente en todo el país.

Medidas de control

La preparación del suelo, combinado con la destrucción de restos de cosecha y malezas es de vital importancia para el control de *T. limbativentris*. Existen reportes de control biológico natural por *Efferia* sp. (depredador de adultos) y entomopatógenos como: *Metarhizium anisopliae*, *Beauveria bassiana*, *Paecilomyces* sp. (Meneses, 2008). Sin embargo, el método más utilizado por los productores de arroz, es el uso de insecticidas sintéticos, realizado fundamentalmente con insecticidas fosforados, piretroides o carbamatos.

Actualmente, algunos productores, llevan a cabo un monitoreo en los arrozales, el cual consiste

en hacer conteo directo del insecto a los 20 días después de la emergencia, en las orillas y malezas circundantes al cultivo se examina aproximadamente 1 m² por punto de muestreo; utilizan umbrales de otros países, donde 6 chinches/ m², son suficientes para iniciar la aplicación de insecticidas químicos, destacándose el uso de piretroides, organofosforados, neonicotinoides y neonicotinoides + piretroides. Cuando no se llega a alcanzar el umbral económico de infestación, se realizan aplicaciones semanales de *Beauveria bassiana* (Comunicación Prof. Gabriel Díaz).

Diatraea saccharalis

Cultivo: Caña de azúcar (*Saccharum officinarum*)

Nombres comunes: taladrador de la caña de azúcar, barrenador de la caña de azúcar, isoca de la caña de azúcar.

En Venezuela, los taladradores de la caña de azúcar son los insectos plaga de mayor importancia en este cultivo. Además de *D. saccharalis*, se pueden encontrar otras especies como *D. busckella*, *D. centrella*, *D. rosa*, y *D. impersonatella* por lo que es usual referirse a las mismas como un complejo de especies del género *Diatraea* (Ángeles y Paredes, 1960).

Clasificación taxonómica

Clase: Insecta

Orden: Lepidoptera

Familia: Crambidae

Género: *Diatraea*

Especie: *Diatraea saccharalis*

Hospederos

Los barrenadores del tallo de la caña de azúcar del género *Diatraea* son especies polífagas, porque atacan, además de la caña de azúcar, a un gran número de plantas: *Andropogon schaeftus*, *Cymbopogon citratus*, *Echlinocloa colonum*, *Eleusine indica*, *Leptocloa virgata*, *Sorghum sudanensis*, *Sorghum halepense*, *Sorghum vulgare*, *Paspalum virgatum*, *Panicum maximum*, *Zea mays*, *Oryza sativa* (Collazo, 1984).

Daño

Las larvas de *Diatraea saccharalis* afectan a diferentes partes de la planta: follaje, tallo y puntos de crecimientos, ocasionando diversos daños como galerías y túneles y expresiones sintomatológicas como marchitez, decoloración de la corteza y fasciación. Las perforaciones provocadas en el tallo de la caña de azúcar disminuyen el flujo de agua y nutrientes de la planta (Aya *et al.*, 2017). Sin embargo, el daño más sustancial es el que se produce como consecuencia de la disminución de los rendimientos de sacarosa (Badilla y Gómez, 2003).

Descripción morfológica y biología

La hembra pone sus huevos sobre o en el envés de las hojas de la caña de azúcar, individualmente o en grupos de hasta 30 a 35, en pequeñas líneas en forma de tejados; son planos, de forma elíptica, de color blanco cremoso recién ovipositados, pero se tornan amarillento conforme la incubación avanza al final del desarrollo del huevo. Las larvas emergen a los 6 a 10 días, y se alimentan de la epidermis de la hoja o de la vena principal; luego las larvas salen de las hojas y buscan los tallos a los que perforan para completar su ciclo dentro del mismo en un tiempo de 35 a 90 días. Antes de transformarse en pupa, la larva prolonga su túnel hasta la superficie del tallo dejando un opérculo en la salida del orificio. La pupa tiene una duración de unos 9 a 12 días hasta dos o tres semanas en climas fríos, es de color marrón amarillento con bandas oscuras difusas, en especial dorsalmente. Los adultos son de color blanquecino-beige, con siete líneas tenues y estrechas en cada ala anterior, que terminan en un diminuto punto oscuro. Las alas posteriores son blancas, con venas de color beige. El ciclo total del insecto es más o menos 100 días, calculándose unas 3-4 generaciones de la plaga por año (Argueta y Hernández, 2011).

Condiciones favorables para su presencia

La capacidad de fecundación de las hembras de los barrenadores del tallo, del género *Diatraea*, está condicionada a factores inherentes a la especie y factores externos que actúan sobre ella. Entre los primeros, son determinantes la edad, la proporción entre hembras y machos, la capacidad de copulación y otros; entre los externos están las condiciones ecológicas, como: temperatura, humedad relativa, iluminación, alimentación y otras (Ferrer y Salazar, 1977).

Distribución a nivel nacional

La producción de caña de azúcar en Venezuela se concentra en la región andina (Mérida, Táchira, Trujillo, Zulia y Llanos altos occidentales: Barinas, Portuguesa y Cojedes), región centro-occidente (Valles de Lara, Yaracuy, Aragua y Carabobo) y región oriental (Sureste de Sucre, Anzoátegui y norte de Monagas). La distribución geográfica nacional de *Diatraea* spp. se concentra en todos los cañaverales del país (Sánchez, 2012).

Medidas o planes de control por parte de los productores

Los taladradores de la caña de azúcar en Venezuela se han controlado tradicionalmente mediante el uso del control biológico que incluye la utilización de entomófagos y entomopatógenos principalmente, lo cual lo hace un cultivo de caso exitoso del uso de esta estrategia, siendo reconocido a nivel nacional. Existen diversas organizaciones del cultivo de caña, como Fundacaña, que actualmente, llevan a cabo no solo las liberaciones, sino también la producción de algunos entomófagos utilizados para el control del taladrador de la caña de azúcar, tales como *Cotesia flavipes* (parasitoide), *Trichogramma* spp. (Parasitoide de huevos), *Heterorhabditis bacteriophora* (nematodo entomopatógeno) (Comunicación personal Biólogo Alexander Acosta). El uso de esta estrategia de control biológico, implica beneficios, pues llega a sitios donde los insecticidas no pueden hacer contacto con el insecto objeto de tratamiento, aunado al hecho que se reduce el uso del control químico, que generalmente ocasionan de moderado a alto impacto ambiental.

Bemisia tabaci

Cultivo: Tomate (*Solanum lycopersicum*)

Nombre común: Mosquita blanca del tabaco

Bemisia tabaci es el principal problema fitosanitario de cultivos hortícolas en la faja tropical y subtropical del mundo debido a su capacidad de transmitir más de 100 virus de plantas, siendo los más importantes los pertenecientes al género Begomovirus (Familia Geminiviridae), los cuales causan pérdidas significativas en la producción (Romay *et al.*, 2011).

Clasificación taxonómica:

CABI (2017), reseña la siguiente clasificación taxonómica:

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Sub orden: Sternorrhyncha

Familia: Aleyrodidae

Género: *Bemisia*

Especie: *Bemisia tabaci* Gennadius.

Hospederos

Bemisia tabaci se ha registrado alimentándose de más de 600 especies de plantas hospederas. Las familias botánicas con mayor número de registros son Asteraceae, Fabaceae y Solanaceae, familias que están muy asociadas con la actividad agrícola que se realiza en el país, y especialmente donde se siembran girasol, caraota, frijol, soya, papa, tomate y pimentón (Ramos *et al.*, 2018).

Daño

Bemisia tabaci puede causar daños directos como insecto chupador y daños indirectos por inducir una maduración desuniforme de los frutos y desarrollo de hongos saprófitos sobre las excreciones del insecto depositadas en la superficie de la planta, lo cual interfiere con el funcionamiento de las hojas y mancha externamente los frutos (Geraud *et al.*, 1995). Sin embargo, la mayor importancia como problema fitosanitario deriva de su capacidad para transmitir enfermedades virales en varios cultivos ocasionando cuantiosas pérdidas a escala mundial (Morales, 2010), señalándose los siguientes cultivos: tomate, algodón, caraota y yuca (*Manihot esculenta* Crantz). Los virus transmitidos por *B. tabaci* pertenecen a cinco géneros: Carlavirus (familia Betaflexiviridae), Crinivirus (familia Closteroviridae), Ipomovirus (familia Potyviridae), Torradovirus (familia Secoviridae) y Begomovirus (familia Geminiviridae) (Navas *et al.*, 2011).

En el cultivo de tomate se han presentado grandes pérdidas económicas como consecuencia del daño causado por el Virus del encrespado amarillo de la hoja del tomate (TYLCV) (Geraud *et al.*, 2009). En el cultivo de la yuca en África, el problema más serio es la enfermedad del mosaico africano de la yuca (ACMV), causada por un complejo de Begomovirus. Estos virus son transmitidos por *B. tabaci*, pero el principal método de diseminación es a través de la propagación vegetativa de

estacas infectadas (Morales, 2001). En frijol común, el Virus del mosaico dorado del frijol (BGMV) y el Virus del mosaico dorado amarillo del frijol (BGYMV) son considerados los patógenos más limitantes en el continente Americano (Cuellar y Morales, 2006).

Descripción morfológica y biología

Los huevos se ponen generalmente en grupos circulares, en el envés de las hojas, están anclados por un pedicelo insertado en una fina hendidura hecha por la hembra. Los huevos son de color blanquecino recién puestos, luego se van tornando dorado marrón. La eclosión se produce después de 5 a 9 días a 30 °C, dependiendo de la especie hospedante, la temperatura y la humedad (Arnal, 1991; Sánchez *et al.*, 1997).

La fase de ninfa es de coloración blanca amarillenta y translúcidas, consta de cuatro instares; el primer instar se caracteriza por ser móvil y dura menos de 24 horas, se adhieren al envés, son de color blanco verdoso, de forma elíptica, planas ventralmente y convexas en el dorso (Arnal, 1991). El segundo, tercer y cuarto instar, son inmóviles, las ninfas del segundo estadio son de forma ovalada y de color blanco verdoso, con patas y antenas atrofiadas. Las ninfas del tercer estadio son morfológicamente similares al segundo estadio, a excepción de su tamaño. El cuarto instar es al inicio plana y transparente y a medida que avanza su desarrollo se vuelve abultada y opaca, y está provista de dos ojos rojos visibles (Arnal, 1991).

El adulto emerge a través de una ruptura en forma de ‘T’ en el pupario y expande sus alas antes de empolvase con cera de las glándulas del abdomen. La cópula comienza de 12 a 20 horas después de la emergencia y tiene lugar varias veces a lo largo de la vida del adulto (Sánchez *et al.*, 1997).

Condiciones que favorece su presencia

Las condiciones climáticas del trópico favorecen el desarrollo de este insecto, siendo la época seca la más propicia, por las altas temperaturas que se presentan, mientras que, para la época de lluvia, la mosca blanca tiende a disminuir sus poblaciones. El ciclo de vida en Venezuela desde la incubación del huevo hasta la formación del adulto tiene una duración alrededor de 22 días a una temperatura promedio de 25 °C y 65% de humedad relativa (Salas *et al.*, 1993). Estos mismos autores destacan que en otras partes del mundo su ciclo de vida puede tener gran variabilidad dependiendo del clima, planta hospedera y época del año.

Distribución a nivel nacional

Bemisia tabaci es originaria del Medio Oriente, y fue descrita en 1889 en Grecia como *Aleurodes tabaci* por Gennadius. Se han descrito 1 156 especies en la familia Aleyrodidae (Brown *et al.*, 1995). Se extiende en un amplio rango de sistemas agrícolas, desde subtropicales hasta tropicales, pero también en áreas de climas templados (Cuellar y Morales, 2006). Es una especie distribuida globalmente y se encuentra en todos los continentes con excepción de la Antártica (Oliveira *et al.*, 2001).

En Venezuela es considerada la especie de mayor importancia económica, ya que, desde el año 1989 ocasionó fuertes ataques en diferentes cultivos entre los que destaca el tomate y afectó considerablemente los rendimientos en las principales zonas de producción (Arnal *et al.*, 1993; Marcano y González, 1993). La mosca blanca es una plaga cosmopolita, que posee un amplio rango de plantas hospedantes, por lo cual su distribución es en todo el territorio nacional.

Medidas o planes de control

Chirinos *et al.* (2011), han señalado que, en Venezuela, *B. tabaci* constituye una de las principales razones del uso de insecticidas en tomate, realizándose 2 a 3 aplicaciones semanales en ese cultivo. Por otro lado, muchos de los insecticidas utilizados para controlar esta plaga tan importante, ya no son efectivos debido a que ha desarrollado resistencia; además, en la mayoría de los casos estos productos son altamente tóxicos a los humanos y contaminantes del ambiente, sobre todo cuando son usados de manera continua, pudiendo aumentar los problemas de plagas agrícolas al interferir con el control ejercido por los enemigos naturales (Chirinos y Geraud, 2011). En la actualidad, el uso de control químico, continúa siendo la principal estrategia de control para esta plaga y aunque existe a nivel mundial una amplia gama de ingredientes activos (i.a) para su control, en nuestro país, la limitada disponibilidad de ellos, en ocasiones hacen que no se puedan realizar las rotaciones de i.a necesarias para evitar la resistencia. Sin embargo, se realizan en menor frecuencia, otras alternativas como el uso de trampas amarillas y entomopatógenos tales como: *Beauveria bassiana* y *Metharhizium anisopliae*.

Tuta absoluta

Cultivo: Tomate (*Solanum lycopersicum*)

Nombres comunes: Polilla del tomate, Palomilla del tomate, Minador del tomate, Gusano cogollero del tomate, Polilla perforadora, Minador de hojas y tallos de la patata.

El minador *T. absoluta* es la mayor amenaza para la producción de tomate en todo el mundo, tanto en zonas endémicas como en las de reciente invasión. Las limitadas herramientas disponibles para predecir la progresión de la plaga en los cultivos, y la toma de decisiones para su manejo, generan el uso excesivo de moléculas de síntesis química para su control, y consecuentemente la aparición de múltiples casos de resistencia a insecticidas. El desarrollo de modelos poblacionales, basados en el potencial reproductivo de la especie bajo condiciones de campo, podría refinar el cálculo de los umbrales de acción y los programas de manejo integrado, para las diferentes regiones o sistemas productivos (Pérez y Giraldo, 2020).

Clasificación taxonómica

EPPO (2001), reseña la siguiente clasificación taxonómica:

Clase: Insecta

Orden: Lepidóptera

Superfamilia: Gelechioidea

Familia: *Gelechiidae*

Género: *Tuta*

Especie: *Tuta absoluta* Meyrick

Hospederos

La planta huésped principal de *T. absoluta* es el tomate, aunque el insecto también puede atacar a la papa (*Solanum tuberosum* L.), berenjena (*Solanum melongena* L.) y pepino dulce (*Solanum muricatum* Bert.), además de otras plantas solanáceas como *Datura stramonium* L., *Datura ferox* L., *Lycium chilense* Miers, *Lycopersicon hirsutum* Dunal, *Nicotiana glauca* Graham, *Solanum lyratum* Thunberg, *Solanum elaeagnifolium* Cav, *Solanum puberulum* Dunal, *Solanum nigrum* L. y *Chenopodium murale* L (Ruisánchez, 2013).

Daño

Las larvas se pueden alimentar de las hojas, tallos y frutos del tomate; en las hojas, estas rompen la epidermis y avanzan hacia el interior. Dentro de la hoja, consume el mesófilo formando minas transparentes entre las epidermis superior e inferior. El daño en tallos y brotes es menor que el ocasionado en las hojas, manifestándose en el caso de infestaciones severas. Este tipo de perforaciones se produce en la inserción de las hojas o pedúnculos de los tomates. La larva prefiere los brotes de la parte apical de la planta. La entrada de la larva al fruto puede ser en cualquier punto; sin embargo, tiene preferencia por la zona protegida del cáliz, o por partes de los frutos que están cubiertos por hojas u otros frutos. Las galerías en el fruto son la fuente de entrada de patógenos, como hongos y bacterias (Mohamed *et al.*, 2012).

Descripción morfológica y biología

Tuta absoluta presenta una metamorfosis completa y posee un alto potencial reproductivo produciendo entre 10-12 generaciones por año. El ciclo biológico se completa en 29-38 días dependiendo de las condiciones ambientales. El huevo tiene una forma ovalada, inicialmente es de color amarillento, luego se torna amarillo conforme se aproxima a la eclosión; cerca de esta adquiere una coloración oscura, estos eclosionan cinco a diez días después de la oviposición. La larva pasa por cuatro instares cambiando su color de crema a verdoso, crece en un período entre 13 y 23 días, dependiendo de las condiciones ambientales (OIRSA, S/F).

Antes de formar la pupa pasan por prepupa, período en que la larva deja de alimentarse y se prepara para dirigirse al suelo, donde se introduce superficialmente, o a la parte aérea de la planta, en un capullo previamente construido, donde alcanza el estado de pupa. La pupa recién formada es verde y se torna a color café al avanzar el desarrollo. Los adultos generalmente son de color gris claro, con algunas manchas grises oscuras en la mitad posterior del ala y en el resto del cuerpo, la cabeza es relativamente pequeña, cubierta de escamas amplias y planas de color gris claro, son de hábitos nocturnos (Ramos, 2015).

Condiciones que favorecen su presencia

En el desarrollo de *T. absoluta*, la condición climática que más influye, es la temperatura. En este sentido, Marcano (1995), señaló que las fase de huevo varió desde 10,12 días a 15 °C hasta 3,1 días a 30 °C, mientras que la fase de larva varió de 36,22 días a 15 °C hasta 11,57 a 30 °C, la de pupa de 20,64 a 5,74 y la de adulto de 23,43 a 8,63 días a las mismas temperaturas. El periodo de desarrollo de huevo a adulto fue de 66,98; 42,2; 26,82 y 20,41 días a las temperaturas de 15, 20, 25 y 30 °C y el tiempo total (huevo hasta la muerte del adulto) fue de 90,41; 59,86; 39,75 y 29,04 a las mismas temperaturas, concluyendo que el desarrollo para cada fase de *T. absoluta*, es menor a medida que aumenta la temperatura. Así mismo indicó que temperaturas de 30 °C o mayores a estas, afectan

el normal desarrollo de la especie, ya que a 30 °C los huevos no fueron fertilizados y a 35 °C no hay desarrollo de ninguna de las fases del insecto.

Distribución a nivel nacional

T. absoluta es una plaga originaria del Sur de América, endémica en la mayoría de sus zonas productoras de tomate, donde representa uno de los problemas más importantes del cultivo. Se extiende por países como Argentina, Bolivia, Paraguay, Perú, Uruguay, Brasil, Chile, Colombia, Ecuador y Venezuela (Ortega, 2013). El primer reporte de este insecto data de 1964 (EPPO, 2020). En la actualidad, es posible que esta plaga se encuentre en la mayoría de los estados productores de tomate del país (Aragua, Carabobo, Miranda, Táchira, Zulia, etc.) (Comunicación Personal Ing. Gabriel Díaz).

Medidas o planes de control

El principal método de control de esta especie, es el uso productos químicos. No obstante, el uso inadecuado de las dosis recomendadas, más el número intensivo de aplicaciones de insecticidas por parte de los productores ha generado una respuesta de resistencia de *T. absoluta* a diferentes mecanismos de acción. Sin embargo, algunos pocos productores están utilizando trampas con feromona sexual importada de Colombia.

Desde la Facultad de Agronomía de la Universidad Central de Venezuela, con la finalidad de dar soluciones a los productores agrícolas, se realizó la tesis: Biología de *Apanteles gelechiidivoris* Marsh (Hymenoptera: Braconidae) parasitoide del minador del tomate *Tuta absoluta* Meyrick (Lepidoptera: Gelechiidae), donde los resultados obtenidos indican que es posible considerar a este parasitoide, como agente de control biológico (Medero, 2021).

Diaphorina citri

Cultivo: Cítricos

Nombres comunes: Psílido asiático de los cítricos, Psílido asiático, chicharrita.

Durante el año 2017, según FEDEAGRO (2017), la producción de cítricos en Venezuela ha decaído hasta un 50% con respecto al año anterior, especialmente en cultivos de naranjas, esto debido a la enfermedad conocida como “Retoños amarillos” o Huanglongbing (HLB). Esta enfermedad es causada por la bacteria “*Candidatus Liberibacter* spp.”, transmitida mediante injerto y por el Psílido asiático de los cítricos *Diaphorina citri*, Kuwayama, 1908 (Hemiptera: Liviidae), es considerada una de las enfermedades más destructivas y de mayor importancia cuarentenaria en cítricos o especies de la familia Rutácea a nivel mundial (Monzó *et al.*, 2015). En Venezuela fue reportada oficialmente en el año 2017, con focos en los estados Yaracuy, Carabobo y Aragua, afectando grandes zonas productoras y de igual forma comprometiendo la producción de cítricos en el país (Marys *et al.*, 2020).

El psílido asiático de los cítricos, *D. citri* Kuwayama, fue detectado por primera vez en Asia (China), donde ataca una amplia gama de especies de la familia Rutácea.

Clasificación taxonómica

La clasificación taxonómica del psílido (EPPO, 2020):

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Sub orden: Sternorrhyncha

Familia: Liviidae

Género: *Diaphorina*

Especie: *Diaphorina citri*

Hospederos

El hospedante original de *D. citri* fue una especie del género *Murraya* (Rutaceae), pero esta plaga se desarrolló rápida y exitosamente en los cítricos de la misma familia. A través del tiempo el psílido asiático ha ampliado su rango de hospedantes a partir de todo un proceso evolutivo; en dicho proceso se involucra la temperatura y la precipitación que varían en respuesta a la latitud y altitud del lugar (Alemán *et al.*, 2007). Sin embargo, en la actualidad el rango de hospedantes incluye mayormente especies de *Citrus* spp. (mandarina, limón, naranja dulce y toronja) y al menos dos especies de *Murraya* spp., entre ellas *M. paniculata*. (García, 2013).

Daño

El daño directo es causado por las ninfas y adultos al extraer savia de las hojas, peciolo y brotes tiernos, ocasionando deformaciones, enrollamiento y secreciones cerosas (Sánchez, 2012). *D. citri* en altas poblaciones puede matar brotes vegetativos en desarrollo o causar la abscisión de hojas (Michaud, 2004). La mayor amenaza del psílido, en cuanto a pérdidas económicas, es ser vector de *Candidatus Liberibacter* spp. causante del HLB. Los adultos y las ninfas de cuarto y quinto instar de *D. citri* son capaces de transmitir el patógeno (Roistacher, 1991). Dentro del insecto, la bacteria cruza la pared intestinal hasta llegar a las glándulas salivales, vía hemolinfa. (Sánchez, 2012).

Descripción morfológica y biología

Los huevos, son colocados en brotes tiernos, la base foliar y el envés de las hojas tiernas, son de forma ovoide y tienen una prolongación alargada terminada en punta en el extremo que queda expuesto; de color amarillo cuando están recién ovipositados y luego se tornan de color naranja. Miden 0,30 (0,28–0,31) mm de longitud y 0,12 (0,11–0,13) mm de ancho (García *et al.*, 2016).

Este insecto pasa por cinco instares ninfales, que varían en tamaño después de cada muda. El último instar se caracteriza por presentar los primordios alares de mayor tamaño. Las ninfas son de color anaranjado-amarillo, sin manchas abdominales, aplanadas dorso ventralmente, con esbozos alares abultados, un par de ojos rojos compuestos y dos antenas de color negro (Alemán *et al.*, 2007).

Los machos son levemente más pequeños que las hembras y con la punta del abdomen roma, mientras que el abdomen de las hembras termina en punta aguda. El tamaño del insecto es pequeño (2-4 mm), tiene la cabeza de color café claro (marrón) o pardo, antenas largas con puntas negras y dos manchas grises (casi negras) en los segmentos medios del abdomen (García, 2013).

El cuerpo tiene tres variantes en el color abdominal: grismarrón, azulverdoso y naranjaamarillento,

ventralmente se encuentra el aparato bucal, caracterizado por tener un estilete largo succionador de savia (García, 2013). La duración del ciclo biológico, varía de acuerdo a las oscilaciones de temperatura, lo cual puede hacer que este, se acorte o se alargue, así mismo dependerá de la disponibilidad de brotes jóvenes (Aleman *et al.*, 2007).

Condiciones favorables para su presencia

Diaphorina citri no tiene diapausa y sus poblaciones declinan en los periodos en que las plantas no están en brotación. El rango de temperaturas más favorable es entre 22 y 29 °C. Tanto las altas como las bajas temperaturas son perjudiciales para el incremento de su densidad poblacional (Liu y Tsai, 2000).

Distribución a nivel nacional

El psílido asiático de los cítricos *Diaphorina citri* fue detectado por primera vez en Venezuela en Punto Fijo, Península de Paraguaná, estado Falcón, en abril de 1999, sobre limón criollo (*Citrus aurantifolia* (Christm.) Swingle). Posteriormente, se indicó la presencia en otros estados del país: Zulia (2000), Aragua (2003), Cojedes (2005), Carabobo, Miranda, Yaracuy y Monagas (2006), siendo evidente las fallas en el establecimiento de las medidas cuarentenarias (Cermelli *et al.*, 2007). No hay estudios recientes que indiquen la distribución actualizada de dicho insecto, aunque, sin embargo, es conocido que está en las principales zonas cítricas del país (Carabobo, Yaracuy y Aragua).

Medidas o planes de control

En la actualidad Venezuela está atravesando una grave situación económica que ha afectado profundamente la producción agrícola, donde los cítricos no han escapado de esta realidad, aunado a esto y a los bajos precios pagados a los productores de este rubro, no ha sido posible llevar a cabo la implementación de medidas de control del Psílido asiático de los cítricos, lo cual se ha traducido en una merma de la producción en más de un 50%, aun cuando mundialmente hay diversos manejos para el vector (FEDEAGRO, 2017).

El HLB no tiene cura y eventualmente las plantas infectadas mueren. Para disminuir la propagación de la enfermedad se recomiendan controlar el vector mediante un manejo integrado de plagas (OIRSA, 2009). Una de las prácticas de control utilizadas con mayor frecuencia es el control químico, siendo los insecticidas más usados en el mundo: imidacloprid, dimetoato, clorpirifos, malation, cipermetrina, deltametrina, entre otros (Ruiz, 2013); También se han señalado, entre sus principales enemigos naturales, algunos hongos entomopatógenos tales como: *Hirsutella citrifomis* Speare, *Beauveria bassiana* (Bals.) (López *et al.*, 2008).

Una alternativa a la problemática y al uso irracional de plaguicidas, la constituye el uso del control biológico, el cual ha sido aplicado con éxito en diversos países. La aplicación de hongos entomopatógenos se presenta como elección viable para el control del psílido asiático de los cítricos, como una opción amigable con el ambiente y con la salud humana (Rodríguez, 2016). En este sentido desde el Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA) y el Instituto de Zoología Agrícola de la Facultad de Agronomía de la Universidad Central de Venezuela, están realizando investigaciones en el ámbito del control biológico, con énfasis en entomopatógenos para el control de este insecto.

Desde el Instituto Nacional de Sanidad Agrícola Integral, se cuenta con el Programa de medidas preventivas y cuarentenarias para los estados libres de HLB, así como también la providencia mediante el cual se establecen las medidas epidemiológicas para la prevención, control y contención de HLB.

Anastrepha obliqua

Cultivo: Mango (*Mangifera indica* L.)

Nombre común: Mosca de la fruta

Las moscas de las frutas de la familia Tephritidae constituyen un serio problema para diversas especies de frutales y hortalizas, ya que su presencia en los huertos es motivo de imposición de rigurosas medidas cuarentenarias por parte de países importadores de frutas libres de moscas, por ello son consideradas plagas de interés público (Santiago, 2010).

En Venezuela, estos insectos causan el agusanamiento de los frutos y por esta razón se conocen como gusanos de los frutos o moscas de las frutas, causan daños directos en el fruto o indirectos por las limitantes en la comercialización de los productos, ocasionando pérdidas millonarias e incluso pueden provocar la desaparición de zonas frutícolas enteras (Boscán, 1992).

Clasificación taxonómica

Hernández *et al.* (2010), indica la siguiente posición taxonómica:

Clase: Insecta

Orden: Diptera

Superfamilia: Tephritoidea

Familia: Tephritidae

Subfamilia: Trypetinae

Género: *Anastrepha*

Especie: *Anastrepha obliqua* (Macquart)

Hospederos

Su hospedero principal es el mango, sin embargo, esta especie puede infestar también a cítricos como la naranja (*Citrus sinensis* L.), guayaba (*Psidium guayava* L.), níspero (*Achras zapota* L.), ciruela jobo (*Spondias mombim* L.) y pera (*Pyrus communis* L.) (González, 1999).

Daño directo

Oviposición en los tejidos suaves de los frutos y vegetativos de los hospedantes; que al emerger la larva le sirven de alimento y posteriormente por la descomposición del tejido vegetal es invadido por microorganismos.

Daño Indirecto

Requerimiento de tratamiento cuarentenario postcosecha para la exportación de mango. Incremento en el uso de insecticida para el control de la plaga en campo, ocasionando una mayor contaminación al medio ambiente y elevando los costos de producción de ese producto frutícola (CESAVE, SF).

Descripción morfológica y biología

El ciclo biológico de esta especie se inicia en la oviposición en frutos de mangos, el desarrollo del huevo tarda 3 días y son de color blanco cremoso, de forma alargada y ahusada en los extremos; en los frutos de mango, se observan en el mesocarpio superior a través de una mancha oscura; las larvas son vermiformes, de color blanco a amarillento y tienen una duración de 12 días, se alimentan de la pulpa del fruto provocando pudrición generalizada; cuando las larvas adquieren su máximo desarrollo abandonan los frutos y se entierran en el suelo, cerca de 1-5 cm o un poco más de la superficie, se transforman en pupa, esta es una capsula de forma cilíndrica, el color varía en las distintas especies entre las combinaciones de color marrón en diferentes tonalidades, rojo y amarillo, siendo marrón en *A. obliqua*, esta fase tarda 14 días (Boscan, 1992).

Los adultos son de color amarillo, anaranjado, café o negro y combinaciones de estos colores; se encuentran cubiertos de pelos o cerdas. Para identificar un adulto de moscas de las frutas los caracteres morfológicos básicos que se toman en cuenta son: color, tamaño y tonalidad. Cuando emergen los adultos, están húmedos y por ellos buscan un refugio (hojas secas, troncos, etc.) donde permanecen estáticos, secándose y extendiendo sus alas hasta distribuir completamente la hemolinfa. Una vez secos se activan y vuelven hacia algún árbol donde comienza la búsqueda de alimento (néctares, frutos maduros). Transcurridos 12 días después de la emergencia de los adultos llegan a su madurez sexual exhibiéndose un comportamiento reproductivo entre las parejas de machos y hembras, teniendo lugar la copula y el ciclo se inicia nuevamente (González, 1998).

Condiciones favorables para su presencia

Los factores abióticos, tales como la temperatura y precipitación, son elementos que están fuertemente relacionados con la distribución de la mosca de la fruta, así como también con la dinámica de sus poblaciones (Aluja *et al.*, 2012). Por otro lado, la lluvia hace que la tierra se humedezca y proporcione condiciones favorables para la eclosión de las pupas (Cañadas *et al.*, 2014). Telles (2009), indicó que al evaluar el desarrollo de la pupa a 18, 20, 25 y 30 °C la duración de esta disminuyó con el aumento de la temperatura (29, 25, 13 y 12 días, respectivamente). Las temperaturas de 18 y 20 °C arrojaron bajos porcentajes de pupación y de moscas voladoras, así como mayor pérdida de peso en la pupa. Sin embargo, se favoreció significativamente el comportamiento sexual (alto porcentaje de llamado sexual y apareamientos).

Distribución a nivel nacional

Lobos (1997), indica la presencia de *A. obliqua* en diferentes estados del país, entre los que destacan: Aragua, Mérida, Sucre, Monagas, Carabobo, Trujillo y Táchira. Es importante señalar que no hay bibliografía actualizada en cuanto a la distribución actual de este insecto.

Medidas o planes de control

Actualmente, en el país se están realizando exportaciones de mango; en este caso particular existen algunas empresas comercializadoras de este fruto, quienes son las encargadas de ejecutar el programa de prevención, detección, manejo y control de las moscas de la fruta en conjunto con el INSAI, ya que esto es un requisito vital en el momento de la comercialización con los países importadores. Por otra parte, también se cuenta con productores que comercializan los frutos en el mercado nacional, donde los requisitos varían o son casi nulos (Comunicación Personal Prof. Gabriel Díaz).

En el caso de los mangos de exportación, se realiza un trampeo masivo con atrayente, para lo cual se utilizan 20 trampas/ ha, se maneja un umbral de 0,1 mosca por trampa por día (MTD); cuando se supera el umbral, se utiliza la estrategia de control químico, usando productos como Spinosad, en aplicaciones sectorizadas. También se realizan podas como estrategia de control cultural; grandes y pequeños productores en ocasiones realizan la inducción floral, con la finalidad de adelantar la cosecha. La recolección de frutos caídos en el suelo, es una estrategia de control, que ejecutan unidades de producción pequeñas, donde los frutos son depositados en una fosa con cal. Por otra parte, no se realiza la aplicación de tratamiento térmico, ya que esto es una exigencia de los Estados Unidos, y actualmente no se tienen relaciones de con este país y para los países donde se está exportando (España, Inglaterra, Alemania y Portugal) no es una exigencia.

Cosmopolites sordidus

Cultivo: Plátano (*Musa* spp.)

Nombres comunes: Gorgojo negro del plátano, Picudo.

Cosmopolites sordidus, en los actuales momentos se encuentra ampliamente distribuido en todo el territorio nacional y es considerado una de las plagas más importantes del banano y plátano, ya que puede generar hasta el 60% de pérdida en peso de racimo. En Venezuela representan los rubros con mayor superficie sembrada y volumen de producción dentro del sector frutícola nacional. Las larvas de este coleóptero causan daños en el cormo de plantaciones establecidas y puede afectar también el sistema radical (Rodríguez, 2009).

Clasificación taxonómica

EPPO (2002), reseña la siguiente clasificación taxonómica:

Clase: Insecta.

Orden: Coleóptera

Sub orden: Polyphaga

Familia: Curculionidae

Género: *Cosmopolites*.

Especie: *Cosmopolites sordidus*

Hospederos

El picudo negro del banano es un insecto oligófago, lo que significa que tiene un régimen alimentario restringido a especies vegetales de una misma familia o familias afines. Sus principales hospederos pertenecen a la familia de las musáceas, entre las que destacan plátano y banano. Sin embargo, Abera *et al.*, (1999) determinaron que este insecto, daña especies de *Musa sapientum* y *Ensete ventricosum*. El picudo afecta a la planta hospedera en pie en todas sus etapas, incluyendo los residuos del cultivo, ya cortados.

Daño

Las larvas se alimentan y completan su ciclo de vida en los tejidos del cormo y ocasionalmente del pseudotallo, ocasionando galerías, dañando las raíces y el sistema vascular, reduciendo la captación de agua y nutrientes, afectando las reservas de la planta; por consiguiente, el peso y la cantidad de frutos disminuye. Si la infestación es alta, las plantas afectadas pueden acostarse y voltearse antes que la fruta madure. Además, las galerías que ocasiona el picudo en el cormo pueden ser puerta de entrada de fitopatógenos como: *Fusarium oxysporum f.sp. cubense* agente causal del mal de panamá y *Ralstonia solanacearum causante* del moko del plátano (Briceño y Ramírez, 2000).

Descripción morfológica y biología

El ciclo de vida es muy variado en la duración de cada etapa. En ambientes del trópico, el estadio de huevo puede durar de 6 a 8 días, la larva dura de 20 a 25 días y poseen de 5 a 8 estadios, la fase de pupa dura de 5 a 8 días permaneciendo próxima a la superficie del rizoma en el interior de una cámara ovalada y el adulto sale del estado de pupa y endurece su exoesqueleto en 5 a 7 días (Gold y Tinzaara, 2008). Los huevos son blancos o ligeramente amarillos, de forma cilíndrica, puestos en forma individual sobre las grietas que la hembra adulta abre con el pico y luego tapa. Las larvas son de color blanco y apoda, cuerpo segmentado de 1,5 a 1,8 cm de largo. Las pupas se desarrollan en las galerías construidas por la larva, es de color blanco y desnuda. Los adultos miden entre 1,5 y 2,0 cm de longitud. La cabeza presenta un pico largo y curvo con dos antenas. La coloración varía de rojizo en sus primeras etapas, a negro cuando ya está desarrollado.

Condiciones que favorecen su presencia

La eclosión de los huevos ocurre principalmente entre los 25 y 30 °C; temperaturas superiores a 32 °C la inhiben. La duración de este estado a 25 °C varía entre 7 y 9 días. La duración del estado larval en condiciones naturales, varía entre 6 y 12 días. En condiciones de laboratorio su desarrollo es de 6 días a 30 °C y de 23 días a 16 °C (Olivares y Moran, SF).

Distribución a nivel nacional

Cosmopolites sordidus en los actuales momentos se encuentra ampliamente distribuido en todo el territorio nacional, mayormente en las zonas de mayor producción; para el caso de banano están en los estados Aragua, Carabobo, Trujillo, Barinas y Yaracuy. Para el caso del plátano los mayores productores son los estados Zulia, Barinas, Yaracuy y Miranda (Rodríguez, 2009).

Medidas o planes de control

En el control de *Cosmopolites sordidus*, en general, se han implementado principalmente

estrategias de control químico (organofosforados, carbamatos y piretroides) y biológicos (*Beauveria bassiana*) (Gold *et al.*, 2001). La colocación sistemática de trampas con pedazos de pseudotallo o de cormo, es otra medida ampliamente utilizada, para reducir poblaciones de picudos adultos, sin embargo, este trabajo es laborioso y a menudo limitado por la disponibilidad de los materiales (Comunicación Prof. Juan Carlos Rey).

El control cultural es muy valioso para prevenir su establecimiento y es el único medio comúnmente disponible mediante el cual los pequeños productores, con recursos limitados, pueden reducir las poblaciones establecidas del insecto; dentro de estas prácticas es común la destrucción de residuos de cosecha, ya que esto garantiza la eliminación de refugios y sitios de desarrollo, así como también el uso de material de plantación sano y libre de insectos. Una de las problemáticas actuales, más graves en la diseminación de este insecto, es el traslado de cormos o hijos para siembras nuevas, entre diferentes estados del país, sin la inspección fitosanitaria correspondiente.

Carmenta theobromae* y *Carmenta foraseminis

Cultivo: Cacao (*Theobroma cacao* L.)

Nombres comunes: carmenta, taladradores del cacao, perforadores del fruto del cacao.

En Venezuela, existe poca información en relación a los insectos perforadores del fruto del cacao (*Theobroma cacao* L.), pero se ha detectado la presencia de las siguientes especies: *Carmenta theobromae* en la región central, oriental y occidental del país (Sánchez y Capriles, 1979). En la región costera del estado Aragua, zona donde se localiza la producción de cacao de aroma de alta calidad para la exportación, ubica a Venezuela en el mercado internacional por su calidad de grano, aproximadamente a partir del año 1995, comienza a detectarse en la localidad de Choróní la presencia de *Carmenta foraseminis* (Delgado, 2005).

Clasificación taxonómica

EPPO (2014), reseña la siguiente clasificación taxonómica:

Clase: Insecta.

Orden: Lepidoptera.

Familia: Sesiidae.

Género: *Carmenta*.

Especies: *Carmenta theobromae* y *Carmenta foraseminis*

Hospederos

Especies del género *Carmenta* han sido registradas sobre una amplia variedad de hospederos, en su mayoría plantas herbáceas o arbustivas, pertenecientes a las familias Leguminosae, Asteraceae y Apiaceae. Según Sarmiento *et al.* (2016), *Carmenta theobromae* fue reportado en el 2006 en la provincia de Vélez, Santander, Colombia, como gusano anillador de la guayaba (*Psidium guajava* L.), por formar anillos alrededor del tronco y alimentarse de la corteza del árbol hasta llegar al cambium

vascular, ocasionando pérdidas significativas en el cultivo. Por otro lado, Delgado (2005), menciona que el membrillo (*Gustavia* sp.) también es un hospedero de *Carmenta foraseminis*.

Daño

Existen dos especies de perforadores del fruto del cacao y así como presentan diferencias morfológicas, también se puede observar daños en los frutos claramente distintos. En el caso de *C. theobromae* las larvas perforan las mazorcas del cacao, pero se mantienen en el epicarpio del fruto y muy rara vez traspasan el mesocarpio para alimentarse de las semillas. En general, la presencia de este perforador se detecta, al observarse en el orificio de entrada, los excrementos oscuros de la larva (Delgado, 2005). Por otra parte, en el caso de *C. foraseminis* las larvas perforan la corteza para alimentarse de las semillas, atrofiando los granos. Seguidamente, se desplaza hacia la superficie del fruto hasta cumplir su fase como pupa; el fruto externamente presenta apariencia sana, pero se detecta una mancha oscura o peca que sella la abertura de la perforación. Los adultos rompen la película externa en el sitio donde se ubica la peca y dejan la exuvia o resto de pupa adherida al hueco de salida, permitiendo la entrada de otros insectos a la mazorca y la infección por hongos. El comportamiento de este insecto favorece la pudrición y apelmazamiento de las semillas, por lo que el porcentaje de frutos aprovechables se reduce considerablemente (Delgado, 2004).

Descripción morfológica y biología

Delgado (2005), realizó una caracterización morfológica, en la cual describe claramente las diferencias de las dos especies más importante de perforadores del fruto de cacao, señalando que en el caso de *C. theobromae*, los huevos son generalmente semirectangulares, con la región anterior redondeada y posterior roma y de color castaño claro brillante. Las larvas son de color amarillento, de cabeza marrón, pasan por 9 instares, les molesta la luz y cuando se sacan de su entorno natural buscan rápidamente refugio en la oscuridad. Las pupas son de color castaño rojizo. Los adultos de color marrón castaño y se pueden apreciar las diferencias morfológicas entre machos y hembras; los machos son más largos y su abdomen se estrecha al final terminando en un penacho de escamas en forma de hisopo. Las hembras son cortas y gruesas.

Por otra parte, en *C. foraseminis* los huevos tienen forma generalmente ovoidal, con ambas regiones anterior y posterior redondeadas, mientras que las larvas son de cuerpo blanquecino o amarillo claro, con la cabeza marrón, ligeramente más estrecha que el pronoto, además son altamente fotofóbicas; las pupas son de color castaño claro; los adultos de cuerpo marrón oscuro o negro y el vértice de la cabeza es de color marrón a negro, tienen flequillos occipitales amarillo intenso en la región dorsal y blancos en los laterales (Delgado, 2005).

Condiciones favorables para su presencia

La presencia de frutos en diferentes estados de desarrollo, incluyendo los próximos a cosechar, favorece la aparición de poblaciones de *C. theobromae* y *C. foraseminis* en diferentes estados de desarrollo. Carabalí (2018), indica que los frutos con madurez fisiológica y que están próximos a cosechar, presentaron abundancia de adultos de *C. foraseminis* durante la época de máxima precipitación. En contraste, durante la época de menor precipitación hubo menor presencia de adultos del insecto. Estos resultados sugieren que la fluctuación de las poblaciones de adultos del perforador está influenciada por la precipitación y su relación con los estados fenológicos de fructificación.

Distribución a nivel nacional

En Venezuela el cacao se encuentra delimitado en tres regiones: región Central (Miranda, Aragua, Carabobo y Yaracuy), región Oriental (Sucre, Monagas y Delta Amacuro) y la región Occidental (Barinas, Táchira, Mérida, Portuguesa y Zulia). Se ha indicado la presencia de *C. theobromae* en todas las áreas cacaoteras del país y *C. foraseminis* ha sido señalada en la región central; es de vital importancia actualizar dicha información y evaluar el impacto de la presencia de estas dos especies de perforadores en el cacao sembrado (Navarro *et al.*, 2004; Delgado, 2004; Reyes y Capriles, 2000).

Medidas de control

El cacao es un cultivo que en el país se caracteriza por ser “conservacionista”, donde predomina la preservación de los insectos polinizadores (*Forcipomyia* spp. Orden: Díptera; Familia: Ceratopogonidae, responsables de la producción. Dentro de las medidas de control, se destaca el uso de entomopatógenos como *Beauveria bassiana*, *Bacillus thuringiensis*, los cuales contribuyen con la sustentabilidad del cultivo y por ende, con la salud ambiental y humana (Comunicación Personal Prof. Rafael Mejías).

Para el control biológico del género *Carmenta*, Navarro y Cabaña (2006) citan la liberación de parasitoides de huevos, entre los cuales recomiendan a las avispidas *Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Asimismo, García y Montilla (2010) encontraron atacando pupas de *Carmenta* a himenópteros de los géneros: *Calliephialtes* (Ichneumonidae); *Brachymeria* (Chalcididae) y *Promicrogaster* (Braconidae). Sin embargo, es necesario estudiar muchos aspectos para conocer el efecto de diferentes factores ligados a la especie del parasitoide y al hospedero.

El uso de insecticidas es casi nulo, debido a la alta susceptibilidad de los polinizadores a estos, sin embargo, de ser necesario, el grupo de los piretroides son los que menos afectan la microfauna cacaotera (Reyes y Capriles, 2000). Otras de las medidas de control es la poda adecuada de las plantas, ya que la alta sombra favorece la presencia de *C. theobromae* y *C. foraseminis*, por otra parte, es importante la recolección de restos de cosecha y de frutos afectados por estas especies (Comunicación Personal Prof. Rafael Mejías).

Actualmente, se están desarrollando desde la Facultad de Agronomía de la Universidad Central de Venezuela, diversas investigaciones orientadas al control de estos perforadores del fruto del cacao.

Principales debilidades relacionadas con los insectos plaga más importantes que afectan los rubros agrícolas más destacados en Venezuela

Venezuela actualmente está atravesando una situación económica y social que, sin lugar a dudas, ha tenido repercusión directa en la producción agrícola y por ende en la detección, monitoreo y control de insectos plagas. En este sentido, las principales debilidades encontradas, tras realizar una revisión bibliográfica nacional y entrevistas a diversos productores agrícolas e investigadores de los rubros tratados aquí, se pueden mencionar las siguientes:

- En gran parte de los insectos señalados, no hay bibliografía actualizada en cuanto a la distribución geográfica; esta situación probablemente está condicionada por la falta de financiamiento en el ámbito de investigación agrícola.

- No se disponen de umbrales económicos de infestación, para las plagas más importantes de acuerdo a las diferentes condiciones del país.
- Existe una carencia de cultura de monitoreo de plagas, la cual impide hacer detecciones oportunas y manejos adecuados.
- Es notable una deficiencia en las restricciones de movilización de material.
- En el caso de cítricos, aunque existe una providencia administrativa, donde se expresa la restricción de movilización de material vegetal, es posible observar agricultores que aún trasladan plantas entre diferentes zonas, con fines de replantación o nuevas siembras.
- Ausencia de laboratorios funcionales, para la detección de plagas.
- Los productores agrícolas usan en su mayoría control químico, por lo cual se debe crear conciencia de las consecuencias del uso inadecuado de estos y apuntar al manejo integrado de plagas.

CONCLUSIONES

En Venezuela, los siguientes insectos plagas son considerados de importancia económica: *Spodoptera frugiperda*, *Tibraca limbativentris*, *Diatraea saccharalis*, *Bemisia tabaci*, *Tuta absoluta*, *Diaphorina citri*, *Anastrepha obliqua*, *Cosmopolites sordidus*, *Carmenta theobromae* y *Carmenta foraseminis*. Algunos de estos insectos son controlados mediante la integración de diferentes estrategias, mientras que en otros hay el predominio del control químico. Se evidencian diferentes debilidades en la detección y manejo de estas plagas, las cuales están fuertemente influenciadas por la actual situación económica y social en el país. Es importante no solo destacar las debilidades presentes en el control de insectos plagas, sino que se hace necesario hacer un inventario de las grandes fortalezas que se disponen, con la finalidad de abordar de una forma organizada los problemas actuales, lo cual permitirá aumentar la salud vegetal y por ende la seguridad alimentaria.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abera, M.; C. Gold; S. Kyamanywa. 1999. Timing and distribution of attack by the banana weevil *Cosmopolites sordidus* Germar East African highland banana (*Musa AAA-EA*) in Uganda. US Entomologist: in press. s.p. Florida
- Alemán, J.; B. Heyker; J. Ravelo. 2007. *Diaphorina citri* y la enfermedad Huanglongbing: una combinación destructiva para la producción cítrica. Protección Veg. (Cuba). 22: 154-165.
- Ángeles, N.; P. Paredes. 1960. Nueva área de distribución para *Diatraea rosa* (H). Agron. Trop. 9: 133-136.
- Argueta, A.; W. Hernández. 2011. Parasitoidismo y control microbiano del barrenador (*Diatraea saccharalis* F.) de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.), en el departamento de Sonsonate, El Salvador, 2009. Tesis de Grado Pregrado. Universidad de El Salvador Facultad de Ciencias Agronómicas. 51 p.

- Arnal, E. 1991. Manejo integrado de Moscas Blancas (MIP). V Curso de Manejo integrado de plagas. Fondo Nacional de Investigación Agropecuarias. Estación Experimental Lara. Volumen II.
- Arnal, E.; L. Russell; E. Debrot; F. Ramos; M. Cermelli; R. Marcano; A. Montagne. 1993. Lista de moscas blancas (Homoptera:Aleyrodidae) y sus plantas hospederas en Venezuela. Florida Entomologist. 76: 365-381.
- Aluja, M.; M. Ordano; L. Guillén; J. Rull. 2012. Understanding long-term fruit fly (Diptera: Tephritidae) population dynamics: implications for area wide management. J. of Econ. Entomol. 105: 823-836.
- Aya, V.; C. Echeverri; G. Barrera; G. Vargas. 2017. *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae) as a Biological Control Agent of Sugarcane Stem Borers in Colombia's Cauca River Valley. BioOne Research Evolved. 100: 826-830.
- Badilla, F.; J. Gómez. 2003. Pérdidas de azúcar causadas por *Diatraea* spp. en Nueva Concepción, Guatemala. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología (Costa Rica). 67: 8-22.
- Bastidas, R.; Y. Zabala. 2011. Principio de la entomología Agrícola. Universidad Nacional Experimental Francisco de Miranda (UNEFM), Ediciones Sol Navarro. 232 p.
- Boscán, N. 1992. Manejo Integrado de las Moscas de la Fruta. FONAIAP Divulga. 41. Julio – Diciembre. 1992.
- Briceno, A.; W. Ramírez. 2000. Diagnóstico de insectos Coleóptera asociados a las plantaciones de plátano en el sur del Lago de Maracaibo Venezuela. Rev. Forest. Venez. 44: 93-99.
- Brown, J.; D. Frohlich; R. Rosel. 1995. The swepotato or silverleaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* (Genn) or a species complex. Annu. Rev. Entomology (USA) 40: 416-423.
- CABI. 2017. *Bemisia tabaci* (tobacco whitefly). Disponible en: <http://www.cabi.org/isc/datasheet/8927>. [Consultado: 01 de julio de 2021].
- Capinera, J. 2008. Fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). pp. 1409–1412. In: Encyclopedia of Entomology. 2ª ed., Vol. 4. USA: Springer & Board-University of Florida.
- Casmuz, A.; L. Juárez; G. Socías; G. Murúa; S. Prieto; S. Medina; E. Willink; G. Gastaminza. 2010. Revisión de los hospederos del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) Rev. de la Soc. Entomol Argen. 69: 209-231.
- Cañadas, A.; D. Rade; C. Zambrano. 2014. Diptera (Tephritidae) y su relación con factores abióticos, en la región Santa Elena, Ecuador. Rev. Colomb. Entomol. 40(1).
- Carabalí, M.; E. Senejoa; M. Montes. 2018. Reconocimiento, daño y opciones de manejo de *Carmenta foraseminis* Eichlin (Lepidoptera: Sesiidae), perforador del fruto y semilla de cacao *Theobroma cacao* L. (Malvaceae). Agrosavia (Colombia). 56 p.

- Cermelli, M.; P. Morales; J. Perozo; F. Godoy. 2007. Distribución del psílido asiático de los cítricos (*Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera, Psyllidae) y presencia de *Tamarixia radiata* (Waterston) (Hymenoptera, Eulophidae) en Venezuela. *Entomotrópica* (Venezuela). 22: 181-184.
- CESAVE (Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Sonora) , SF. Ficha técnica de *Anastrepha obliqua*. Disponible en: http://www.cesavep.org/descargas/MNF/03_Anastrepha_obliqua_Macquart.pdf [Consultado: 01 de Julio de 2021].
- Chirinos, D.; F. Geraud. 2011. El manejo de plagas agrícolas en Venezuela. Análisis y reflexiones sobre algunos casos. *Interciencia*. 36: 192-199.
- Chirinos, D.; M. Paradiso; R. Dávila; F. Geraud-Pouey. 2011. Efecto del imidacloprid sobre la transmisión de un Begomovirus por *Bemisia tabaci* en tomate. *Rev. Fac. Agron. LUZ* 28 (Supl. Esp. 1): 73-82.
- Clavijo, S.; G. Pérez. 2000. Protección y Sanidad Vegetal (Capítulo 6). En: Fontana Nieves, H. y C. González Narváez (eds.), *Insectos plagas del maíz* (Sección 2). Fundación Polar, Caracas, Venezuela. pp. 345-361.
- Collazo, D. 1984. Revisión de la literatura mundial sobre el borrar de la caña de azúcar *D. saccharalis*. CIDA (Cub.) parte I: 7-37.
- FEDEAGRO (Confederación de Asociaciones de Productores Agropecuarios de Venezuela). 2017. Disponible en: <https://fedeaagro.org/resultados-de-la-agricultura-vegetal-del-2017/>. [Consultado: 18 de julio del 2021].
- Cuellar, M.; F. Morales. 2006. La mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) como plaga y vectora de virus en frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.). *Rev. Colomb. de Entomol.* 32: 1-9.
- Delgado, N. 2004. Taxonomía y bioecología de los perforadores (Lepidoptera: Sesiinae) del fruto del cacao (*Theobroma cacao*), en la región centro costera del estado Aragua. Trabajo de ascenso. Maracay, Venezuela. Universidad Central de Venezuela. Facultad de Agronomía. 98 p.
- Delgado, N. 2005. Caracterización morfológica de los Sesiidae (Insecta: Lepidoptera) perforadores del fruto de cacao (*Theobroma cacao*), presentes en la región costera del estado Aragua, Venezuela. *Entomotropica*. 20: 97-111.
- EPPO. 2001. Datasheet: Tuta absoluta (GNORAB) Global Database. Disponible en: <https://gd.eppo.int/taxon/GNORAB> .[Consultado: 15 de julio del 2021].
- EPPO. 2002. Datasheet: Cosmopolites sordidus (COSMSO) Disponible en: <https://gd.eppo.int/taxon/COSMSO>. Global Database. .[Consultado: 12 de julio del 2021].
- EPPO. 2002. Datasheet: *Spodoptera frugiperda* (LAPHFR) Global Database. Disponible en: <https://gd.eppo.int/taxon/LAPHFR>. [Consultado: 03 de julio del 2021].
- EPPO. 2014. Datasheet: *Carmentis theobromae* (CRMTTH) Global Database. Disponible en: <https://gd.eppo.int/taxon/CRMTTH>. [Consultado: 29 de junio del 2021].

- EPPO. 2020. Data sheets on quarantine pests. Fiches informatives sur les organismes de quarantaine. En línea: <https://gd.eppo.int/taxon/GNORAB/distribution/VE> .[Consultado: 18 de junio del 2021].
- FAO. 2020. Sanidad vegetal y salud alimentaria. Disponible en: <http://www.fao.org/3/i7829es/i7829ES.pdf> .[Consultado: 05 de julio del 2021].
- Ferrer, F.; J. Salazar. 1977. Avances sobre la producción de parásitos a partir de huéspedes criados con dietas artificiales. Seminario Nacional sobre el problema de los Taladradores de la Caña de Azúcar (*Diatraea* spp) (1.,1997 VE). Memorias Barquisimeto, Venezuela, editorial. 123-132.
- García, F. 2013. Caracterización morfométrica y genética de *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae) de rutáceas en México. Trabajo de Grado Doctorado. Texcoco, México. Colegio de Postgraduados. 75 p.
- García, J.; R. Montilla. 2010. Hymenopteros parasitoides de insectos asociados a las plantaciones de cacao, en la región costera del estado Aragua, Venezuela. *Agronomía Trop.* 60: 91-97.
- García, Y.; Y. Ramos; P. Sotelo, T. Kondo. 2016. Biología de *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae) bajo condiciones de invernadero en Palmira, Colombia. *Rev. Colom. de Entomol.* 42: 36-42.
- Geraud, F.; D. Chirinos; G. Rivero. 1995. Artrópodos asociados con el cultivo del tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en Venezuela. *Boletín de Entomología Venezolana.* 10: 31-49.
- Geraud, F.; D. Chirinos; G. Romay; M. Santana; L. Bastidas; C. Fernández; L. Flores. 2009. Transmisión del virus TYLCV a diferentes materiales de tomate (*Solanum lycopersicon* L.) mediada por el biotipo b del complejo *Bemisia tabaci* (Gennadius). *Bioagro.* 21: 23-31.
- Gold, C.; E. Peña; E. Karamura. 2001. Biology and integrated pest management for the banana weevil *Cosmopolites sordidus* (Germar) (Coleoptera: Curculionidae). *Integr. Pest Manag Rev.* 6: 79-155.
- Gold, S.; W. Tinzaara. 2008. Banana Weevil, *Cosmopolites sordidus* (Germar) (Coleoptera: Curculionidae), In: J. L. Capinera (Ed.), *Encyclopedia of Entomology* 369-378. 2nd Ed., Springer.
- González, E. 1999. Tratamiento hidrotérmico como estrategia cuarentenaria de postcosecha en fruto de mango (*Mangifera indica* L.). En: Memorias del curso teórico práctico de sistemática, evolución e importancia económica de las moscas de la fruta en Venezuela. Universidad Central de Venezuela. Facultad de Agronomía. Instituto y Departamento de Química y tecnología (LAMOFRU). Pp. 114-115.
- González, M. 1998. Cría y Biología de *Anastrepha obliqua* (Macquart) (Diptera: Tephritidae). Trabajo de Grado Maestría. Maracay, Venezuela. Universidad Central de Venezuela.
- Grillo, H. 2007. *Tibraca limbativentris* Stal (Heteróptera; Pentatomidae) en Cuba. *Centro Agrícola.* 34: 91-92.
- Hernández, V.; J. Guillen; L. López. 2010. Taxonomía e Identificación de Moscas de la Fruta de Importancia económica en América. En: P. Montoya, J. Toledo y E. Hernández (eds.), *Moscas de la Fruta: Fundamentos y Procedimientos para su Manejo*, 2010. S y G editores, México, D.F. pp. 49-80.

- INSAI (Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral). 2020. Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral (en línea, pág. web). Disponible en: <https://bit.ly/2Y47ZAq> .[Consultado: 1 de julio del 2021].
- Kruger, R. 2008. Control microbiano de la chinche del tallo del arroz, *Tibraca limbativentris* Stal. 1860 (Hemiptera: Pentatomidae) con hongos entomopatógenos. Trabajo de grado Maestría. Buenos Aires, Argentina; Universidad de Buenos Aires. 109 p.
- Liu, Y.; H. Tsai. 2000. Effect of the temperature on biology and life table parameters of the Asian citrus psyllid *Diaphorina citri* Kuwayama (Homoptera: Psyllidae). *Ann Appl Biol.* 137: 201-216.
- Lobos, C. 1997. Distribución y registros de las principales especies de moscas de la fruta (Diptera: Tephritidae) en los países sudamericanos. IICA. Perú (Lima). 57 p.
- López, J.; I. Jasso; J. Reyes; M. Loera; J. Cortez; M. Miranda. 2008. Perspectives for biological control of *Diaphorina citri* (Hemiptera: Psyllidae) in Mexico. Proceedings of the International Research Conference on Huanglongbing. Orlando, Florida. 289 p.
- Marcano, R. 1995. Efecto de la temperatura sobre el desarrollo y la reproducción de *Scrobipalpula absoluta*. (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae). *Bol. Entomol. Venez.* 10: 69-75.
- Marcano, R.; E. González. 1993. Evaluación de insecticidas para el control de la mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius), en tomate. *Bol. Entomol. Venez.* 8: 123-132.
- Martínez, N. 2010. Manejo integrado de plagas: una solución a la contaminación ambiental. *Comunidad y Salud.* 8: 73-82.
- Marys, E.; E. Rodríguez; R. Mejías; A. Mejías; M. Mago; Y. Hernández. 2020. First report on molecular evidence of *Candidatus Liberibacter asiaticus* associated with citrus Huanglongbing in Venezuela. *J. of Plant Pathol.* 102: 1333.
- Medero, N. 2021. Biología de *Apanteles gelechiivoris* Marsh (Hymenoptera: Braconidae) parasitoide del minador del tomate *Tuta absoluta* Meyrick (Lepidoptera: Gelechiidae). Trabajo de Grado de Pregrado. Maracay, Venezuela; Universidad Central de Venezuela. 40 p.
- Meneses, R. 2008. Manejo integrado de los principales insectos y ácaros plagas del arroz. Instituto de Investigaciones del Arroz. Cuba. Disponible en: http://cagricola.uclv.edu.cu/descargas/libros/LIBRO_Manejo_Integrado_de_los_principales_insectos_y_acaros_plagas_del_arroz.pdf . [Consultado: 30 de junio del 2021].
- Michaud, J. 2004. Natural mortality of Asian citrus psyllid (Hemiptera: Psyllidae) in central Florida. *Biological Control.* 29: 260-269.
- Mohamed, E.; M. Mohamed; S. Gamiel, S.A. 2012. First record of the tomato leafminer. *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae) in Sudan. *EPPO Bulletin.* 42: 325-327.
- Molina, L. 1998. Notas sobre la situación de la producción primaria de arroz en Venezuela. *Agroalimentaria.* 6: 45-55.
- Monzó, C.; A. Urbaneja; A. Tena. 2015. Los psílidos *Diaphorina citri* y *Trioza erytrae* como vectores de la enfermedad de cítricos Huanglongbing (HLB): reciente detección de *T. erytrae* en la Península Ibérica. Valencia, España. Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias (IVIA). 37 p.

- Morales, F. 2001. Conventional breeding for resistance to *Bemisia tabaci*-transmitted geminiviruses. *Crop Protection*. 20: 825–834.
- Morales F. 2010. Distribution and dissemination of begomoviruses in Latin America and the Caribbean. En: Stansly PA, Naranjo SE (eds.). *Bemisia: bionomics and management of a global pest*. Springer; Dordrecht. pp. 283-318.
- Navarro, R.; W. Cabaña. 2006. Control de insectos perforadores de la mazorca del cacao en la zona central de Venezuela. *INIA Divulga* 7: 19-26.
- Navarro, R.; J. Clavijo; R. Vidal; N. Delgado. 2004. Nuevo insecto perforador del fruto del cacao de importancia económica en Venezuela. *INIA Divulga* 2: 27-30.
- Navas J.; O. Fiallo; S. Sánchez. 2011. Emerging virus diseases transmitted by whiteflies. *Ann. Rev. of Phytopathol.* 49: 219-248.
- Nienstaedt, B.; G. Díaz; A. Ortiz. 2018. Primer reporte para Venezuela de *Tibraca limbativentris* STAL 1860 (Hemiptera: Pentatomidae), como vector de *Steneotarsonemus spinkei* Smiley 1967 (Acari: Tarsonemidae). *Bioagro*. 30: 225-228.
- Olivares, N.; A. Moran. SF. Manejo de *Cosmopolites sordidus*, plaga de importancia en el cultivo del banano en Rapa Nui. Disponible en: <https://biblioteca.inia.cl/bitstream/handle/123456789/67190/NR42374.pdf?sequence=7&isAllowed=y#:~:text=En%20condiciones%20de%20laboratorio%20su,d%C3%ADas%20a%2016%20%C2%B0C.> [Consultado: 16 de julio del 2021].
- Oliveira, M.; T. Henneberry; P. Anderson. 2001. History, current status, and collaborative research projects for *B. tabaci*. *Crop Protection* 20: 709-723.
- OIRSA (Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria). 2009. Plan regional de contingencia para la prevención y contención del Huanglongbing o greening de los cítricos en los países miembros de OIRSA. Asimetría. N°4. Disponible en: <https://www.oirsa.org/contenido/biblioteca/HUANGLONGBINGPLANDECONTINGENCIAOIRSAJULIO2009.pdf>. [Consultado: 20 de junio del 2021].
- OIRSA (Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria). (S/F). Polilla del tomate *Tuta absoluta* (Lepidoptera: gelechiidae). Ficha técnica. Disponible en: <https://www.oirsa.org/contenido/documentos/Ficha%20T%C3%A9cnica%20Tuta%20absoluta1.pdf>. [Consultado: 15 de junio del 2021].
- Ortega, R. 2013. La palomilla del tomate (*Tuta absoluta*): una plaga que se debe conocer en Cuba. *Fitosanidad* 17: 171-181.
- Pérez, J.; C. Giraldo. 2020. Parámetros poblacionales de *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) y pérdidas asociadas en tomate de invernadero. *Rev. biol. Trop.* 68:1025-1038.
- Ramos, C. 2015. Manual para la identificación de *Tuta absoluta* (Meyrick) Lepidoptera: Gelechiidae mediante el procedimiento de extracción y montaje de la genitalia. *Oirsa*. 21 p.
- Ramos, F.; E. Arnal; R. Montilla; D. Diamont; E. Sandoval. 2018. Lista actualizada de plantas hospederas de la mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) en Venezuela: Parte II. *Pittieria*. 74-85.

- Rangel, N.; F. Vázquez; C. Rincón. 2014. Caracterización biológica y molecular de cepas exóticas de baculovirus SfNPV, con actividad bioinsecticida hacia una población mexicana del gusano cogollero del maíz *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Interciencia*. 39: 320-326.
- Reséndiz, R.; S. López; E. Osorio; B. Estrada; A. Pecina; C. Mendoza; M. Reyes. 2016. Importancia de la resistencia del maíz nativo al ataque de larvas de lepidópteros. *Temas de Ciencia y Tecnología*. 20: 3-14.
- Reyes, H.; L. Capriles. 2000. El cacao en Venezuela moderna tecnología para su cultivo. *Chocolates El Rey*. Caracas, Venezuela. 255 p.
- Rodríguez, G. 2009 Aspectos sobre salud radical de banano en Suelos de Venezuela. *Producción agropecuaria*. 2: 49-52.
- Rodríguez, I.; I. Pérez; A. Socorro. 2018. Principales insectos plaga, invertebrados y vertebrados que atacan el cultivo del arroz en Ecuador. *Revista Científica Agroecosistemas*. 6: 95-107.
- Rodríguez, J. 2016. Efectividad del hongo entomopatógenos *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuillemin (cepa B6C), en el control de *Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera: Liviidae). Trabajo de Grado Pregrado. Coahuila, México; Universidad Autónoma Agraria Narro. 58 p.
- Romay, G.; F. Geraud; D. Chirinos; M. Santana; I. Galindo; L. Márquez. 2011. Microsatellites reveal widespread predominance of an invasive over an indigenous *Bemisia tabaci* in Venezuela. *Phytoparas* 39: 419-428.
- Ruisánchez, O. 2013. La palomilla del tomate (*Tuta absoluta*): una plaga que se debe conocer en Cuba. *Fitosanidad* 17: 171-181.
- Ruiz, I. 2013. Evaluación de insecticidas para el control del psílido asiático de los cítricos (*Diaphorina citri*) Kuwayama (Hemiptera: Liviidae) en sus diferentes estados biológicos, en limón persa. Trabajo de Grado Maestría. Montecillo, México: Colegio de Postgraduados. 26 p.
- Salas, J.; E. Arnal; O. Mendoza. 1993. Manejo integrado de la mosca blanca de la batata *Bemisia tabaci* (Gennadius) en Venezuela. *Tríptico*.
- Sánchez, A.; F. Geraud; D. Esparza. 1997. Biología de la mosca blanca del tabaco, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) y potencial para desarrollar sus poblaciones sobre cinco especies de plantas hospederas. *Rev. Fac. Agron. (LUZ)*. 14: 193-202.
- Sánchez, B. 2012. Evaluación de *Beauveria bassiana* en formulaciones no convencionales para el control de *Diaphorina citri* (Hemiptera: Psyllidae). Trabajo de grado. Saltillo, México. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. 50 p.
- Sánchez, T. 2012. Caso de cultivos: La caña de azúcar en Venezuela. *Alcance*, edición especial. pp. 246-256.
- Santiago, M. 2010. Aplicación del Concepto de Áreas Libres de Plagas. En: Montoya y Otros. *Moscas de la Fruta: Fundamentos y Procedimientos para su Manejo*. México: S y G. Editores.
- Sarmiento, Z.; O. Insuasty; J. Martínez; N. Barreto. 2016. Aspectos biológicos del anillador de la guayaba *Carmenta theobromae* (Lepidoptera: Sesiidae) en Santander, Colombia. *Rev. Colom. de Entomol.* 42: 176-183.

-
- Serra, G.; E. Tumper. 2006. Estimating the incidence of corn stem damage prodce by *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: crambidae) larva assessment of external infestation signs. *Agriscientia*. 23:7
- Silva R. 2015. El cultivo de maíz (*Zea mays* L.) en Venezuela. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/340634878_El_Cultivo_de_maiz_en_Venezuela. [Consultado: 15 de junio del 2021].
- Sosa, C. 2009. Descripción de la quetotaxia y otras estructuras de lavas (L1-L5) de *Spodoptera frugiperda* (J.E Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). Trabajo de grado pregrado. Buenavista, México. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.35 p.
- Tello, R. 2009. Efecto de la Temperatura en el Desarrollo de la Pupa y Madurez Sexual del Adulto de *Anastrepha obliqua* (Diptera: Tephritidae). Trabajo de Grado de Maestría. Campeche, México. El Colegio de la Frontera del Sur. 35 p.
- Valdés, J.; F. Soto; T. Osuna. 2012. Modelos de predicción fenológica para maíz blanco (*Zea mays* L.) y gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda* J.E.Smith). *Agrociencia* 46: 399-410.
-

Algunas malezas que afectan cultivos en Venezuela

Aída Ortiz

Instituto de Agronomía. Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela, Apdo. 4579, Maracay 2101, Aragua, Venezuela.

RESUMEN

Las malezas son un freno biológico para el crecimiento y desarrollo de los cultivos, causándoles grandes mermas de la producción, encareciendo los costos de producción, afectando la calidad de las cosechas, hospedando plagas y disminuyendo el valor de la tierra. Se caracterizaron, por su importancia económica, seis malezas que afectan los cultivos que se siembran en Venezuela, ellas son: *Sorghum halepense* (L.) Pers., *Oryza* spp., *Rottboellia cochinchinensis* (Lour.) W.D. Clayton, *Eleusine indica* (L.) Gaertn, *Cyperus rotundus* L. y *Amaranthus dubius* Mart. ex Thell. En la descripción de cada una de estas malezas se consideraron aspectos de su biología y ecología que se requieren para su manejo. Se incluyeron diferentes métodos de control, prevaleciendo el control químico debido a que es el más utilizado en el mundo y resaltando los casos de accesiones en cada especie que han evolucionado en resistencia a herbicidas. La identificación morfológica y taxonómica de las especies que emerjan del banco de semillas del suelo es importante para seleccionar el herbicida que en su etiqueta de recomendaciones que se debe usar para su control. Conocer la selectividad de los cultivos a herbicidas es importante a considerar en los planes del manejo de malezas, se buscan dos cosas con el control químico, la primera que haya eficacia del control (>80%) y baja fitotoxicidad en el cultivo (<1%). El control temprano de malezas es la base del éxito de su manejo. Es necesario que se incluyan estas malezas en el programa de seguimiento y vigilancia, así como establecer alianzas con grupos de investigación de la ciencia de las malezas y uso de tecnología TICs para enriquecer el conocimiento, aportar soluciones y evitar problemas futuros.

Palabras clave: Biología, control químico, ecología, malas hierbas, taxonomía.

*Autor de correspondencia: Aida Ortiz

E-mail: aidaortizd@gmail.com

Some weeds affecting crops in Venezuela

ABSTRACT

Weeds are a biological brake for the growth and development of crops, causing great production losses, increasing production costs, affecting crop quality, hosting pests and decreasing the value of the land. Six weeds that affect crops grown in Venezuela were characterized for their economic importance: *Sorghum halepense* (L.) Pers., *Oryza* spp, *Rottboellia cochinchinensis* (Lour.) W.D. Clayton, *Eleusine indica* (L.) Gaertn and *Amaranthus dubius* Mart. ex Thell. In the description of each of these weeds, aspects of their biology and ecology required for their management were considered. Different control methods were included, prevailing chemical control because it is the most used in the world and highlighting the cases of accessions in each species that have evolved resistance to herbicides. The morphological and taxonomic identification of the species that emerge from the soil seed bank is important to select the herbicide that in its label of recommendations to be used for its control. Knowing the selectivity of crops to herbicides is important to consider in weed management plans, two things are sought with chemical control, the first is that there is control efficacy (>80%) and low phytotoxicity in the crop (<1%). Early weed control is the basis for successful weed management. It is necessary to include these weeds in the monitoring and surveillance program, as well as to establish alliances with research groups in weed science and the use of ICT technology to enrich knowledge, provide solutions and avoid future problems.

Key words: Biology, chemical control, ecology, weeds, taxonomy.

INTRODUCCIÓN

En la producción agrícola hay factores ambientales, políticos-económicos, saberes, plagas, disponibilidad de insumos, tecnología, maquinaria, entre otros, que modulan la expresión del rendimiento de los cultivos. Las plagas afectan directa o indirectamente el rendimiento de los cultivos, entre ellas se pueden citar a las malezas, artrópodos, patógenos (virus, bacterias y hongos), aves y roedores, entre otras.

Las malezas, según el criterio humano, son plantas que están en un lugar donde no se desea su presencia. En los cultivos, representan un freno biológico para su crecimiento y desarrollo, pueden producir daños directos (reducción del rendimiento por interferencia) o indirectos (ser hospedantes de plagas, afectar la cosecha, molinería de granos, costos sociales al agricultor por el tiempo dedicado al deshierbe manual o disminución del valor de la tierra) (Tascón y Fischer, 1997).

La interferencia que ocasionan las malezas podría ser por competencia o alelopatía (efecto adverso expresado por aquellas plantas de una comunidad que deben sostenerse con recursos limitados), alelopatía (es un tipo de amensalismo que ocurre cuando ha existido una liberación de cierta sustancia tóxica por parte de la especie no afectada) o parasitismo (es una interacción en la cual el parásito consume sólo una parte del huésped, generalmente a largo plazo) (Radosevich *et al.*, 2007).

Las malezas se han clasificado siguiendo varios criterios, como el botánico donde se consideran las

relaciones taxonómicas (jerárquico), ciclo de vida (anuales, bianuales y perennes), hábitat (terrestres o acuáticas), fisiología (metabolismo fotosintético, 14 de las 18 peores malezas del mundo son C_4), fotoperiodo, grado de nocividad (término legal que se refiere a las especies de plantas capaces de convertirse en perjudiciales, destructivas o difíciles de controlar), comportamiento ecológico relacionado con la invasión, estrategias evolutivas relacionadas con la distribución del carbono (tolerantes a estreses) y una escala según el método de control que considera a dicotiledóneas como el grupo de hoja ancha, monocotiledóneas diferenciadas en gramíneas, ciperáceas, commelináceas y acuáticas (Holm *et al.*, 1997; Radosevich *et al.*, 2007)

La clasificación por ciclo de vida es muy importante para definir el grado de dificultad del control de malezas. Por su ciclo de vida, pueden clasificarse en anuales (completan su ciclo de vida desde plántula a semilla en un año o menos), bianuales o bienales (para que formen semillas, necesitan dos estaciones) y perennes (son plantas cuyas estructuras vegetativas viven muchos años). Las plantas herbáceas perennes pasan la estación desfavorable como bulbos, rizomas, tubérculos o raíces con latencia bajo tierra y en las leñosas las partes aéreas sobreviven, pero normalmente detienen su crecimiento durante la estación desfavorable (López, 2015).

Los métodos de control de malezas son variados, se dividen en físicos (mecánico, manual), biológicos, culturales y químicos, este último el más usado en el país. Cuando se utilizan herbicidas se debe evitar la evolución de la resistencia de malezas a herbicidas. Entre las medidas de prevención se tienen la rotación de herbicidas con diferentes mecanismos de acción, usar mezclas con herbicidas, rotar con otros cultivos, dejar los lotes de siembra en barbecho y hacer falsas siembras. En cada especie de maleza que se describe en este documento se consideran los métodos de control que se utilizan para su manejo.

Herbicida es aquella sustancia que afecta el crecimiento de la maleza hasta ocasionar su muerte. Éstos deben ser selectivos a los cultivos, es decir deben afectar a las malezas, pero no al cultivo. Actualmente, los herbicidas se han clasificado por sus mecanismos de acción en 34 grupos (Heap, 2021). El mecanismo de acción es el sitio bioquímico o fisiológico donde actúa el herbicida para desencadenar los daños progresivos hasta alcanzar la muerte de las malezas. El modo de acción son todos los eventos que ocurren desde que el herbicida es absorbido, transportado al sitio de acción, ocurre la respuesta bioquímica, la maleza muestra los síntomas y la planta muere (alteración molecular).

Este documento provee una descripción de las características de seis malezas de importancia en los cultivos que se siembran en Venezuela, para ayudar con su identificación y manejo.

MONOCOTILEDÓNEAS

Paja Jonhson

Sorghum halepense (L.) Pers.

Familia: Poaceae

Código EPPO: SORHA

Sinónimos: *Holcus halepensis* L.; *Sorghum miliaceum* (Roxb.) Snowden (USDA-NRCS, 2020).

Otros nombres comunes: Sorgo de Alepo; pasto Johnson; cañota; curacaosche; Don Carlos; pasto honda; sorgo maleza y zacate Johnson (Parker, 2019).

Nombres comunes en inglés: Johnsongrass (USDA-NRCS, 2021), Aleppo grass, Arabian millet, Egyptian millet, evergreen millet, false guinea, Morocco millet y Syrian grass (Parker, 2019).

Clasificación taxonómica

La Paja Johnson pertenece al reino Plantae, división Magnoliophyta, clase Liliopsida, orden Cyperales, familia Poaceae, tribu Andropogoneae, subtribu Sorghinae y género Sorghum. Actualmente, se reconocen cinco subgéneros de Sorghum: Eu Sorghum, Chaetosorghum, Heterosorghum, Parasorghum y Stiposorghum, basados en caracteres morfológicos. En la clasificación actualmente aceptada, Eu Sorghum tiene tres especies, *Sorghum bicolor*, *Sorghum propinquum*, *Sorghum halepense* y una especie híbrida llamada *Sorghum* × *almum* Parodi (Figura 1) (Ananda *et al.*, 2020).

Cultivos que afecta

Maíz (*Zea mays* L.), sorgo [*Sorghum bicolor* (L.) Moench], caña de azúcar (*Saccharum* spp.), caraota (*Phaseolus vulgaris* L.), frijol [*Vigna unguiculata* (L.) Walp.], soya [*Glycine max* (L.) Merrill], hortalizas, frutales, entre otros.

Descripción del daño

El *S. halepense* proveniente de rizomas reduce más el rendimiento del maíz (88%) que cuando se origina de semillas (57%) (Mitskas *et al.*, 2003). Se puede cultivar para forraje y puede ser tóxica para el pastoreo, es de riesgo de incendio durante la época de sequía, causa exclusión competitiva de

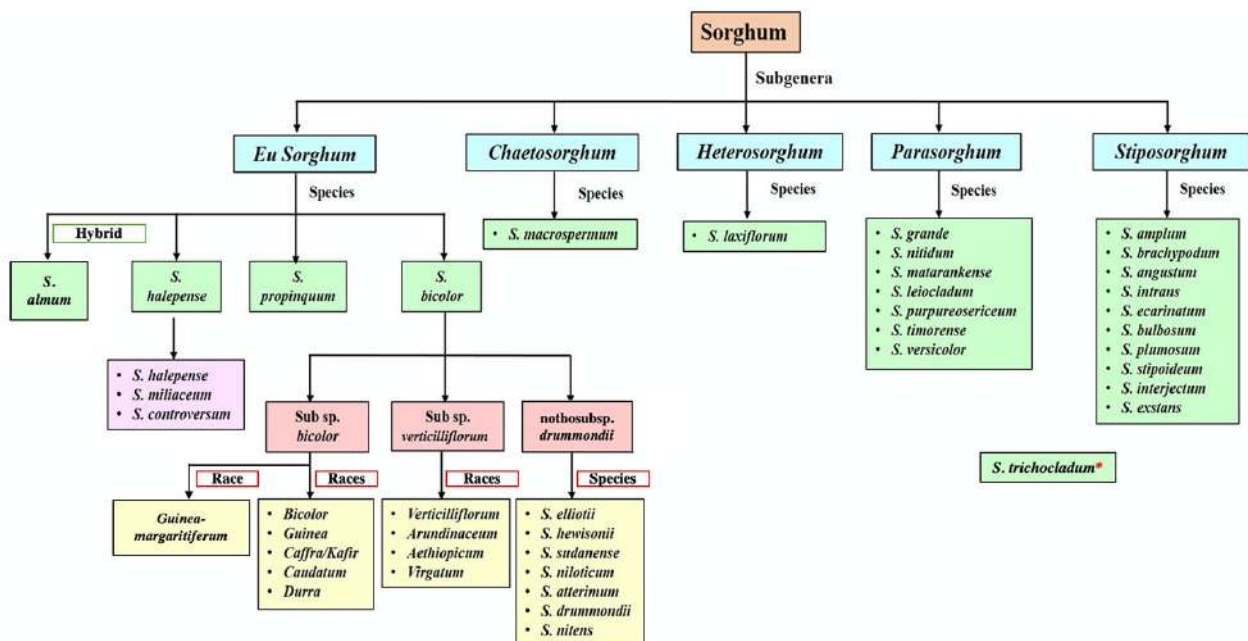


Figura 1. Clasificación del género Sorghum (Ananda *et al.*, 2020)

otras plantas en las comunidades reduciendo la diversidad de especies nativas (Pál, 2004; Rout *et al.*, 2013), reduce la fertilidad del suelo, actúa como huésped para los patógenos de cultivos y es un alérgeno conocido (Parker, 2019). La Paja Johnson es hospedante de patógenos importante en el cultivo de maíz como el virus enanizante (Malaguti, 2000) y la falsa punta loca [*Peronosclerospora sorghi* (Weston & Uppal)] (Laughlin, 2016). Asimismo, la Paja Johnson es una maleza alelopática que reduce el crecimiento del cultivo de maíz debido a los exudados que expelen sus raíces, que puede reducir hasta un 64% del rendimiento (Torma y Berezki-Kovács, 2004; Vasilakoglou *et al.*, 2005).

Biología

S. halepense es una planta perenne con metabolismo C_4 y una maleza gramínea que se propaga por semillas y rizomas. Es autógama con 6 a 8% de alogamia (Parker, 2019; Leguizamón, 2019), es un alotetraploide ($n = 10$, $2n = 40$) (Celarier, 1958), puede hibridarse con el sorgo cultivado diploide (*Sorghum bicolor* (L.) Moench, $2n = 20$), cuyas progenies suelen ser triploide ($3n$) estériles que serán malezas en cultivos posteriores. *S. halepense* es considerado como una de las principales malezas del mundo (Holm *et al.*, 1979).

Se cree que *S. halepense* se formó por la hibridación de *S. bicolor* x *S. propinquum*. La propagación de *S. halepense* puede haber sido facilitado por la introgresión del sorgo cultivado estrechamente relacionado cerca de los loci genéticos que afectan el desarrollo del rizoma, el tamaño de la semilla y los niveles de luteína (protector fotoquímico y precursor del ácido abscísico). Los rizomas de *S. halepense* son más extensos que los de su progenitor rizomatoso *S. propinquum*. El primer poliploide sobreviviente de este cruce se cree ocurrió aproximadamente hace 96 millones de años, su distribución post-colombina en seis continentes indica una rica diversidad genética (Paterson *et al.*, 2020).

Origen y distribución

S. halepense se ha extendido desde su centro de origen en Asia Occidental a gran parte de Asia, África, Europa, América del Norte y del Sur y Australia (Monaghan, 1979); fue introducido intencionalmente como forraje en EUA. (McWhorter, 1971), donde se naturalizó y se ha extendido por gran parte de América del Norte, en hábitats agrícolas y otras áreas (Sezen *et al.*, 2016). Su llegada a Venezuela pudo haber sido con la semilla de arroz importada desde EE.UU. cuando comenzó el programa de arroz en Portuguesa en la década de los 50s; desde allí se ha dispersado en la mayoría de los estados del país.

Distribución a nivel nacional

Aragua, Apure, Barinas, Bolívar, Carabobo, Cojedes, Distrito Federal, Guárico, Mérida, Miranda, Monagas, Portuguesa, Sucre y Táchira

Características de la planta adulta

Tallo

Los tallos de *S. halepense* están formados por rizomas y macollos erectos (huecos). Los culmos surgen de las yemas de rizomas y en menor proporción de las semillas. Los rizomas son tallos subterráneos, de hasta 2 cm de diámetro, con entrenudos de longitudes variables, de color blanco-cremoso, poseen una yema en cada nudo cubierta por una catáfila parda que se prolonga hacia el

entrenado. Los rizomas representan aproximadamente el 70% del peso seco de la planta (Oyer *et al.*, 1959) y son un vínculo clave entre la morfología y la ecología de *S. halepense*, su crecimiento extenso está relacionado con su capacidad de sobrevivir a las estaciones secas tropicales y frías en los países templados (Paterson *et al.*, 2020).

Los macollos que producen panículas son no ramificados, pueden medir de 0,5-3,0 m de altura y 0,5-2,0 cm de diámetro (Marzocca, 1993; Calderón-Rzedowski y Rzedowski, 2001; Parker, 2019). Una planta aislada puede producir 15 o más macollos, la cantidad de culmos está influenciada por la densidad de plantas (Leguizamón, 2019).

La corona es la parte del tallo ubicada inmediatamente por debajo de la superficie del suelo, a partir de la cual se originan los nuevos macollos y rizomas, presentando yemas que muestran conexiones vasculares en diferente nivel de madurez o desarrollo de los haces vasculares principales (llamados yemas silépticas). La corona quizás puede tener mayor longevidad en el suelo que los rizomas y puede ser fuente de dispersión cuando quedan en la maquinaria agrícola (Esau, 1965; Leguizamón, 2019).

Raíz

El sistema radical fibroso se ramifica libremente a profundidades que puede alcanzar hasta 1,2 m, se originan de los nudos de los rizomas y tallos (Parker, 2019), representan el 10 % de la biomasa subterránea de la planta (Leguizamón, 2003).

Hoja

Las láminas foliares son glabras, de 20-60 cm de largo, 1,0-3,3 cm de ancho y tienen nervios centrales prominentes. Las vainas son glabras, acanaladas, con márgenes abiertos, con lígula membranosa de ribete piloso (2-5 mm de largo) y no poseen aurículas (Marocca, 1993; Calderón-Rzedowski y Rzedowski, 2001; Leguizamón, 2019; Parker, 2019).

Inflorescencia

La inflorescencia es una panícula de color verde pálido a púrpura, pubescente, Piramidal, ramificadas, de 15-50 cm de largo. Las ramas primarias miden hasta 25 cm de largo, generalmente sin espiguillas en los 2-5 cm de la base. Las espiguillas generalmente están en pares, pero hacia la parte superior de la inflorescencia ocurren en tres, una espiguilla de cada par o triplete es sésil y perfecta (con estambres y un estigma), las otras son acechadas y estériles o solo llevan estambres. Las espiguillas fértiles son ovoides, hirsutas, de 4,5-5,5 mm de largo; con aristas presentes con 1-2 cm de largo y curvas. Las espiguillas acechadas son más angostas, de 5-7 mm de largo (Monaghan, 1979; Parker, 2019). Las flores se abren desde la base hasta la parte superior en un patrón ascendente (Peerzada, 2017).

Fruto

El cariopsis permanece encerrado en las glumas. El grano tiene dimensiones de 4-6,6 mm de largo, 2-2,6 mm de ancho. Las glumas son de color marrón rojizo a negro brillante (Parker, 2019). El número de cariopsis por panoja varía desde 180 a 350, dependiendo del biotipo y las condiciones de formación de la panoja (Leguizamón, 2019), una planta aislada sin competencia podría producir

hasta 28 000 semillas (Horowitz, 1972). Se ha estimado un desgrane de 75% de las semillas antes de que las plantas finalicen su ciclo (Leguizamón, 2019)

Propagación

La reproducción de la Paja Johnson es por semillas y rizomas. La producción de semillas tiene el mayor potencial para el establecimiento y propagación de *S. halepense* (Warwick, 1983), ya que forma, a largo plazo, un banco de semillas en el suelo. Sin embargo, las plantas que emergen de los rizomas tienen mayores tasas de crecimiento, incluso cuando están estresadas y, como resultado, estas plantas son más competitivas en comparación con las plántulas (Acciaresi *et al.*, 2010).

Reproducción sexual

La dispersión de las diásporas de la Paja Johnson se puede realizar a través de semillas de cultivos contaminadas, viento, agua, heno, movimiento de ganado, aves y maquinaria agrícola (Monaghan, 1979). Sus semillas tienen alta latencia (Monaghan, 1979; Leguizamón, 2019), estimándose que pueden permanecer viables en el suelo durante al menos 7 años (Leguizamón, 2003; Uremis y Uygur, 2009), pueden emerger desde los 7 a 15 cm de profundidad del suelo y seguir siendo viables después de pasar por el tracto digestivo de los animales (Holm *et al.*, 1979).

La latencia de las semillas de *S. halepense* puede ser física, debido a la restricción mecánica de la cubierta de la semilla, que contiene compuestos de taninos que reducen la permeabilidad al agua. Adicionalmente, está la latencia impuesta por sustancias químicas presentes fuera o dentro del embrión (Hamada *et al.*, 1993). La latencia interactúa fuertemente con la temperatura, humedad y luz; por ejemplo, la exposición de semillas a altas temperaturas y regímenes de luz son eficaces para romper la latencia de las semillas de la Paja Johnson (Singh y Singh, 2009).

Reproducción asexual

La Paja Johnson se puede reproducir vegetativamente a través de una extensa red de rizomas (Warwick, 1983). Su capacidad reproductiva es enorme, ya que puede producir hasta 70 m de rizomas por planta en una temporada de crecimiento (Monaghan, 1979). Las plántulas provenientes de semillas pueden producir rizomas a los 35 a 40 días después de la emergencia. La altura de planta, número de hojas por planta, número de macollos por planta, peso fresco de los nuevos rizomas y brotes, dependen de la longitud del rizoma de donde provienen las plantas (Lolas y Coble, 1980). El 67% de la producción total de rizomas podría desarrollarse entre la siembra y cosecha de un cultivo. Los rizomas pueden tolerar una deshidratación de 5 a 25% de su peso fresco original sin que se afecte la brotación, mientras que por debajo del 25% de su peso, los rizomas pierden viabilidad de las yemas, aunque los más largos pueden tolerar mayor deshidratación que los cortos (McWhorter y Hartwing, 1965).

Nocividad

S. halepense es una maleza extremadamente invasiva y difícil de erradicar (Holm *et al.*, 1991). En la producción de híbridos de sorgo, *S. halepense* se considera una maleza prohibida ya que se cruza con el progenitor femenino (androestéril), disminuyendo la calidad genética de la semilla.

Toxicidad

S. halepense en la fase de rebrote cuando alcanza una altura entre 25-30 cm puede intoxicar al ganado bovino, produciendo los signos clínicos de disnea, ansiedad, temblores musculares e incoordinación a los 10-15 minutos después de la ingestión, ocasionando la muerte en un término de 3 horas por la alta concentración de ácido cianhídrico (HCN) (Nóbrega *et al.*, 2006).

Manejo

El manejo de la Paja Johnson requiere del control efectivo de las plantas originadas tanto de semillas como de rizomas. Dado que el sistema de rizomas de *S. halepense* es extremadamente extenso y se propaga muy rápidamente en el primer año, es realmente necesario controlar tempranamente con herbicidas los tejidos subterráneos para agotar sus reservas de carbohidratos (Travlos *et al.*, 2019).

En el manejo de la Paja Johnson se deben combinar métodos preventivos, culturales, mecánicos y químicos. Aplicar medidas como prevenir el transporte de semillas y rizomas desde campos infectados a campos no infectados es la primera medida a considerar. No obstante, el control adecuado de *S. halepense* es muy difícil sin el uso de herbicidas, siendo necesario aplicarlos repetidamente para poder lograr un control eficaz y el agotamiento del banco de semillas del suelo.

Control cultural

Las prácticas culturales de control de malezas se utilizaron para el control de la Paja Johnson antes del uso de herbicidas (Nalewaja, 1999). El crecimiento y la reproducción de *S. halepense* pueden reducirse mediante la introducción de rotación de cultivos o prácticas de manejo de cultivos (Karlen *et al.*, 1994; Uremis *et al.*, 2009). La inclusión de cultivos de cobertura en la rotación también inhibe el desarrollo de malezas (Travlos *et al.*, 2019). Una rotación de cultivos eficaz consiste en pasar de dos a cuatro años con otra especie que agotaría las reservas de semillas de Paja Johnson en el suelo (Arle *et al.*, 1955). Otro método es la aplicación de fertilizantes cerca de la hilera de cultivos para aumentar la absorción de nutrientes por parte del cultivo y su capacidad competitiva contra malezas (Rasmussen, 2000). El espaciamiento de las hileras de cultivos también se puede modificar y utilizar como un método de cultivo adicional contra *S. halepense* (Bendixon, 1988). Evitar la dispersión de semillas de Paja Johnson a otros lotes del campo o del país mediante la limpieza de los equipos de cosecha, tractores e implementos agrícolas (Leguizamón, 2019).

Control mecánico

El control mecánico de *S. halepense* se podría lograr cortando las plantas con una segadora y luego con varios pases de una cultivadora de charrugas o corazones en verano, que lleven los rizomas a la superficie del suelo para que se sequen. El control manual con machetes o azadones también se puede utilizar después del deshierbe mecánico entre hileras para controlar las malezas que quedan en las hileras de cultivo (Ionescu *et al.*, 1996).

Control químico

El control químico de la Paja Johnson se puede hacer antes de sembrar con herbicidas no selectivos, inmediatamente después de sembrar con preemergentes y cuando hayan emergidos el cultivo y las malezas con postemergentes. Hay países donde se pueden utilizar cultivos modificados genéticamente

(OMGs) con tolerancia a glifosato/glufosinato de amonio y así como cultivares mutantes obtenidos por mejoramiento tradicional con tolerancia a imidazolinonas (sistema Clearfield); en estos casos se puede aplicar estos herbicidas en postemergencia del cultivo/maleza.

Herbicidas preemergente

El *S. halepense* proveniente de semilla puede ser controlado con isoxaflutole (52,25 g i.a. ha⁻¹), S-metolacloro (1440 g i.a. ha⁻¹) y pendimetalin (1920 g i.a. ha⁻¹) (Ortiz *et al.*, 2014; Dávila, 2019); mientras que las plantas originadas de rizomas no fueron controladas con pendimetalin (1920 g i.a. ha⁻¹) ni isoxaflutole (52,25 g i.a. ha⁻¹) (Dávila, 2019).

Herbicidas postemergentes

Las malezas perennes requieren para su manejo de herbicidas postemergentes sistémicos que se transporten al rizoma y sean selectivos al cultivo. En maíz se ha encontrado que el nicosulfuron a la dosis de 30 g i.a. ha⁻¹ (Ortiz *et al.*, 2014) o 60 g i.a. ha⁻¹ (Karkanis *et al.*, 2020) es eficaz para el control de *S. halepense* en biotipos sensibles. El foramsulfuron también lo controla a razón de 45 g i.a. ha⁻¹ (Torma *et al.*, 2006). En girasol, se ha hallado control con cletodim (240 g i.a. ha⁻¹), cicloxidim (400 g i.a. ha⁻¹) y fluazifop- p-butilo (195 g i.a. ha⁻¹) (Chifan *et al.*, 2019).

Herbicidas no selectivos

Se recomienda la aplicación de herbicidas sistémicos no selectivos antes de la siembra o durante el barbecho para bajar las poblaciones de semillas y rizomas de *S. halepense* en el banco del suelo.

El momento oportuno de aplicación de herbicidas sistémicos es cuando la Paja Johnson tenga un área foliar de 150 cm², con una emergencia de macollos inferior al 20% y que la mayor proporción de biomasa de la maleza aún se encuentre en el sistema subterráneo (relación biomasa aérea/biomasa radical sea de 0,7) que es equivalente a cuando la maleza tiene una altura de los macollos del orden de los 50-55 cm (Leguizamón, 2019).

El glifosato es muy eficaz para controlar *S. halepense* a la dosis estándar recomendada (2,16 kg e.a. ha⁻¹; e.a: equivalente ácido) cuando las plantas superen los 40 cm.

Resistencia a herbicidas

En Venezuela se ha encontrado resistencia cruzada de *S. halepense* a nicosulfuron y la mezcla de herbicidas foramsulfuron + iodossulfuron (Ortiz *et al.*, 2014). La mitigación de esta resistencia podría realizarse utilizando glifosato antes de que emerja el cultivo de maíz, ya que esta molécula ha mostrado eficacia en el control de *S. halepense* tanto provenientes de semillas como de rizomas de plantas resistente a nicosulfuron (Dávila, 2019). La rotación de cultivos es una práctica que se puede implementar para controlar los biotipos resistentes a nicosulfuron, ya que permite el uso de herbicidas con otros mecanismos de acción como cletodim, clomazone, fenoxaprop-p-etil, fluazifop-butil, fomesafen, haloxyfop-metil, propaquizafop, quizalofop-tefuril, quizalofop-p-etil, setoxydim (Leguizamón, 2019) y profoxidim (Ortiz *et al.*, 2014).

S. halepense también ha evolucionado en resistencia a glifosato en muchas partes del mundo, así como a otros herbicidas como haloxyfop-metilo, propaquizalafop, clethodim, rimsulfuron, imazamox, proporxycarbazone-Na, pyrosulam, fenoxaprop-etilo, quizalofop-etilo y pedimentalin. Los cultivos donde se han hallado estos biotipos resistentes de *S. halepense* son soya, maíz, algodón, zanahoria, cebolla, maní, patilla, tomate y en áreas no sembradas (Heap, 2021)

Debilidades relacionadas con el diagnóstico y manejo

La identificación y determinación de la incidencia de *S. halepense* es fácil dado que es una maleza con características peculiares. No obstante, el manejo es difícil dada su reproducción asexual por rizomas y las mutaciones que tiene en su ADN que permiten formar accesiones o biotipos resistentes a herbicidas tal como se ha señalado anteriormente. De hecho, en el cultivo de maíz en Venezuela la resistencia de *S. halepense* a nicosulfuron, ha conducido a prácticas inusuales como la aplicación de paraquat manual entre hileras con pantalla cuando el cultivo está establecido y en la etapa de diferenciación de la panícula y espiga, que conducen a daños al cultivo, en adición al manejo inadecuado del herbicida por parte de los obreros que no usan la indumentaria adecuada.

El incremento de biotipos de *S. halepense* resistentes a herbicidas en el país la hace una maleza que amerita seguimiento, vigilancia sanitaria y educación de las personas relacionadas con la producción de cultivos.

Cabe mencionar que la comercialización de semilla de sorgo en el país dispersa diásporas de *S. halepense* y sus híbridos con la línea andrésteril usada en la producción de semilla híbrida, aunque sea una maleza prohibida en la normativa vigente, sobretodo en la que se produce en los estados Aragua y Carabobo, donde hay una alta incidencia de esta maleza en los campos de multiplicación (Figura 2).

Arroz maleza

Oryza spp.

Familia: Poaceae

Otros nombres comunes: Arroz rojo, arroz negro, barbudo y mechudo

Nombres comunes en inglés: Weedy rice and red rice

Clasificación taxonómica

El arroz maleza pertenece al reino Plantae, división Magnoliophyta, clase Liliopsida, sub-clase Commelinidae, orden Cyperales, familia Poaceae, tribu Oryzae, subtribu Oryzineas y género *Oryza* (USDA-NRCS, 2021), principalmente de la especie *Oryza sativa* L. que por desdomesticación derivaron de *O. sativa* cultivada y *Oryza sativa* f. *spontanea* (aplica solo a tipos de malezas que descienden principalmente de *O. rufipogon*); si no se conoce como evolucionó el arroz maleza se le debe llamar *Oryza* spp. (Roma-Burgos *et al.*, 2021).

Descripción del daño

El arroz maleza tiene gran importancia económica en el cultivo del arroz, debido a que causa cuantiosas pérdidas, por cuanto no solamente reduce el rendimiento del arroz en campo, sino que también disminuye el precio del arroz cuando llega al molino en una alta proporción (disminuye el porcentaje de granos enteros y calidad molinera), contamina la producción de semilla bien sea por mezcla física o flujo de polen, y por último, las altas infestaciones de esta maleza afectan negativamente el valor de las tierras arroceras.

Biología

El arroz maleza es una planta anual (USDA-NRCS, 2021), diploide con genoma AA ($2n=24$) (Moreno *et al.*, 2012), predominante autógena que sin embargo puede tener polinización cruzada



Figura 2. Plántula (A), rizoma (B) y plantas (C) de la maleza paja Jonhson.

(Khumto *et al.*, 2018), con metabolismo fotosintético C_3 (Wang *et al.*, 2012), presenta alto desgrane y latencia de las semillas (Ortiz *et al.*, 2000; Ortiz *et al.*, 2007). El arroz rojo es un tipo dentro del complejo llamado arroz maleza que presenta el pericarpio pigmentado de rojo; es el más incidente y económicamente más perjudicial en campos de arroz. No obstante, también se encuentran morfotipos de arroz maleza con pericarpio blanco, rojo claro y verde claro (Prathepha, 2009). Además, hay variedades de arroz con grano rojo (gourmet) que se comercializa en el mundo, por lo que el término arroz maleza es más apropiado que arroz rojo (Chen y Suh, 2015).

En Venezuela, el arroz maleza es altamente variable, sus características morfofisiológicas que diferencian al arroz cultivado de la mayoría de sus morfotipos encontrados en Portuguesa, Guárico, Cojedes y Barinas son: lámina foliar, cuello de la hoja y aurículas de color verde claro, primera hoja ligeramente más ancha y larga, lígula más grande, tallos abiertos (se acaman), semillas pequeñas y anchas con aristas largas, menor fertilidad de las panículas, alto desgrane de las semillas y pericarpio rojo (Tiberio, 2013).

Origen

El origen geográfico del arroz cultivado, de acuerdo con los fitolitos hallados por arqueólogos, se encuentra en el sur de China (13 000 o 18 000 años); de allí se dispersó en el mundo, luego se produjo la domesticación de las subespecies indicas y japónicas hace 3 900 o 6 700 años. El análisis genómico reciente reveló que de indica se originaron dos grupos (indica y aus) y de japónica tres grupos (japónica templada, japónica tropical y aromático) (Wei y Huang, 2019). Integrandó genética e histórica en datos arqueológicos se reveló que hay dos centros de origen del cultivo de arroz, uno en China (los valles medio y bajo del Yangtze) y otro centro separado de domesticación en la llanura del Ganges, en la India (Fuller *et al.*, 2010).

Roma-Burgos *et al.* (2021), apoyados en diferentes estudios genéticos realizados en el mundo, hicieron un resumen de las cuatro hipótesis no excluyentes para explicar los orígenes del arroz maleza: (1) desdomesticación: feralización del arroz cultivado en forma de maleza; (2) hibridación intervarietal: aparición de arroz maleza debido a la hibridación entre diferentes cultivares de arroz; (3) origen silvestre por selección incidental del antepasado silvestre del arroz (*O. rufipogon*) o posiblemente otras especies silvestres del género *Oryza* para la adaptación e invasión de áreas arroceras y (4) hibridación entre el arroz domesticado y especies silvestres: aparición de arroz maleza después de la hibridación. En las hipótesis 1 y 2, el arroz cultivado es el único progenitor de las variedades malezas, mientras que en la 3 y 4, ambas involucran a algún *Oryza* silvestre.

En otro orden de ideas, el origen del arroz maleza va de acuerdo con la genética de los cultivares de arroz producido en las zonas arroceras y/o la presencia de arroz silvestre que coexisten y no tengan barreras reproductivas con el cultivo (Olsen *et al.*, 2007). Ejemplos de casos del origen de arroz maleza se puede citar el ocurrido en California cuya divergencia relativamente reciente, distinta morfología y una pequeña relación genética con otros arroces de malezas de EUA., indican que la población de arroz maleza (llamada arroz de lema y pálea de color pajizo arestado) ha evolucionado por separado de un ancestro cultivado, es decir ocurrió una desdomesticación directa de los cultivares de arroz sembrados en California, por lo cual se considera un *ferality* (Kanapeckas *et al.*, 2018). Otros casos similares, se han hallado en China, donde poblaciones de arroz maleza de Liaoning, son considerablemente variables genéticamente y muy probablemente se originaron a partir de variedades de arroz de Liaoning por mutaciones e híbridos intervarietales (Cao *et al.*, 2006); también en Guangdong se ha encontrado arroz maleza proveniente de desdomesticación de variedades de arroz locales (Zhang *et al.*, 2012).

Contrariamente, los dos biotipos de arroz maleza del Sur de EUA., llamados pajizo sin arista y negro aristado comparten antecedentes genéticos con variedades de los grupos indica y aus que no se cultivan comercialmente en los EUA., lo que sugiere que las malezas provienen de ancestros domesticados (Reagon *et al.*, 2010). En Colombia también se ha hallado que el arroz maleza está relacionado con las subespecies indica y aus (Hoyos *et al.*, 2017); la explicación probable de este origen es debido a tres eventos: (a) desdomesticación de cultivares indica locales dió al arroz maleza colombiano), (b) flujo de genes exóticos entre arroz maleza aus que llegaron de otro lugar) y (c) hibridación entre los grupos anteriores que originó un arroz maleza indica-aus (Hoyos *et al.*, 2020) (Figura 3).

Distribución

El arroz maleza tiene una amplia distribución en todas las áreas arroceras de 120 países (Delouche *et al.*, 2007). La distribución nacional es en los estados Barinas, Cojedes, Delta Amacuro, Portuguesa, Guárico, Sucre y Zulia.

Características de la planta adulta

En Venezuela se ha encontrado una amplia variabilidad en las características morfológicas y fisiológicas de los arroces maleza que van desde poblaciones o morfotipos que se parecen a las variedades llamadas varietales hasta los que tienen grandes diferencias con el cultivo.

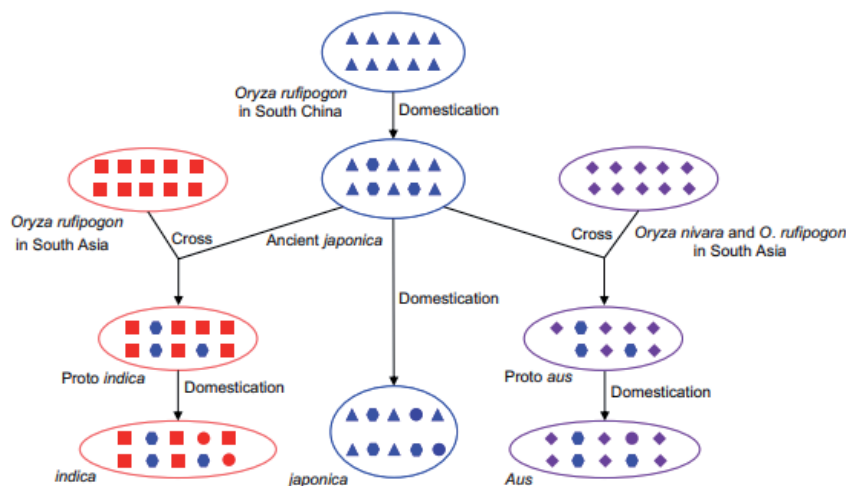


Figura 3. El modelo de domesticación del arroz cultivado. Los genomas del arroz y el arroz silvestre están indicados por óvalos de diferentes colores. Rojo: indica y *Oryza rufipogon* en el sur de Asia. Azul: japonica y *O. rufipogon* en el sur de China. Púrpura: Aus, *Oryza nivara* y *O. rufipogon* en el sur de Asia. Los genes se indican mediante diferentes formas. Cuadrado: genes del genoma de *O. rufipogon* del sur de Asia. Triángulo: genes del genoma de *O. rufipogon* del sur de China. Hexágono: los genes domesticados iniciales en la antigua japónica. Diamond: genes del genoma de *O. nivara*. Círculo: genes domesticados (Chen y Suh, 2015).

Tallo

El tallo inicialmente es una estructura muy corta en donde se disponen en forma alterna, los nudos y los entrenudos. En estado temprano de crecimiento, las vainas foliares forman un tallo aparente; posteriormente, durante la elongación de los tallos se observan entrenudos huecos y finamente acanalados. En los nudos hay tejidos meristemáticos que pueden originar una hoja y yema axilar con capacidad para producir un macollo con su sistema radical independiente. Los entrenudos de la base de la planta no se elongan, sin embargo, el entrenudo más largo es el de la panícula. El arroz maleza presenta tallos primarios, secundarios y terciarios, llamados macollos. Los macollos se desarrollan en orden alterno en el tallo principal (Hoshikawa, 1989). La disposición de los macollos en la planta origina el hábito de crecimiento, importante para la competencia que hace la maleza con el cultivo, mientras más abierto sea más sombreado ejercerá. Los ángulos que pueden formar los tallos con respecto al suelo podrían ser: erectos, intermedios, decumbentes o rastreros (Moldenhauer y Gibbons, 2003).

Raíz

Las raíces del arroz maleza se clasifican en raíz seminal (llamada radícula y dura hasta que se forme la séptima hoja), raíces mesocotilares y adventicias. La raíz seminal se origina del embrión, las mesocotilares del mesocotilo y las adventicias de los nudos inferiores de los macollos. Las raíces desarrollan un tejido llamado aerénquima en la corteza que le permite recibir oxígeno de las hojas y tallos para suplir sus necesidades en el proceso de respiración celular (Hoshikawa, 1989).

Hoja

La hoja está formada por una lámina, vaina, cuello, lígula y dos aurículas. La lámina de la hoja es lanceolada, posee largas y pequeñas venas paralelas en ambos lados, cuando se extiende la lámina es el mayor órgano fotosintético y de transpiración del arroz maleza. El extremo superior de la hoja es de forma lineal, pudiendo ser glabra o pubescente; la hoja superior del tallo, ubicada por debajo de la panícula se conoce como hoja bandera, su lámina es mucho más corta que las del resto de la planta (Hoshikawa, 1989) y su posición con respecto al tallo puede ser erecta, con 45°, horizontal y descendente (Moldenhauer y Gibbons, 2003).

El cuello es la porción basal de la lámina de la hoja donde se ubican las aurículas y lígula. Las aurículas se encuentran entre el cuello y la vaina de la hoja, tiene forma de cuerno, es un tejido color crema, café o morado y con gran cantidad de tricomas en la superficie. La lígula es una membrana blanca o transparente en forma de lengua, de punta triangular en las hojas de abajo y bífidas en las de arriba. Las lígulas pueden ser de color transparente, crema, morado claro y morado oscuro (Muñoz *et al.*, 1993). La vaina o parte inferior de la hoja, se asienta en el nudo y externamente envuelve al entrenudo, nudo inmediato superior, hojas nuevas y la panícula en crecimiento (Moldenhauer y Gibbons, 2003). En el mesófilo de la vaina se encuentran muchas lagunas (espacios aeríferos) llamado aerénquima, conectados con los estomas, cuya función es pasar oxígeno de la hoja al tallo y luego a las raíces (Hoshikawa, 1989).

Inflorescencia

El arroz maleza presenta una inflorescencia llamada panícula, donde se agrupan las espiguillas pediceladas. La panícula se forma a partir del nudo ciliar o último nudo del tallo. Esta zona a su

vez se corresponde con la base o cuello de la panícula. El entrenudo final donde se encuentra la inflorescencia se llama cuello o pedúnculo. La panícula tiene el raquis en el centro. El raquis tiene de 6 a 15 nudos, por lo general de 8 a 10 nudos, del cual se desarrollan las ramas; las primeras se llaman ramas primarias. El raquis mide de 12 a 30 cm de largo y la distancia entre nudos es de 2 a 4 cm. Las ramas primarias tienen muchos nudos de donde se originan las ramas secundarias. De cada nudo de las ramas secundarias y de cada nudo al final de las ramas primarias, se origina una rama que produce una espiguilla en la punta. El número de espiguillas por rama primaria es de 5 a 6; y de 2 a 4 en las ramas secundarias (Hoshikawa, 1989). Las formas de las panículas se pueden clasificar en compacta, intermedia y abierta (Moldenhauer y Gibbons, 2003).

La espiguilla está formada por un par de glumas rudimentarias (estériles) en la base, una corta raquilla de donde surgen dos glumas fértiles y una flor perfecta (órganos masculinos y femeninos) encerrada entre la lema y la pálea. La flor posee seis estambres y un pistilo (estigma, estilo y ovario) (Moldenhauer y Gibbons, 2003). El ovario contiene un óvulo formado por el saco embrionario con tres células antípodas, dos núcleos polares, dos células sinérgidas y una ovocélula, además le cubre dos capas de tegumentos y otra de nucela. La lema y pálea se separan (abren) en la mañana en floración y se cierra al finalizar la misma, debido a la turgencia de las lodículas en la flor del arroz (Hoshikawa, 1989).

Fruto

El fruto del arroz rojo este compuesto por la cáscara (lema y pálea) y cariopsis (fruto-semilla). La superficie del cariopsis está cubierta por el pericarpio y la testa, que están fuertemente adheridos al endosperma. El pericarpio está compuesto por un conjunto de capas de células, originadas de la pared del ovario (tejido materno). El pericarpio puede presentar color blanco, marrón, marrón claro, marrón moteado, rojo, morado o púrpura oscuro (SESR, 2002). La testa es una membrana que se encuentra debajo del pericarpio y se origina de los tegumentos del óvulo (tejido materno) y esta fuertemente adherida al pericarpio. Debajo de la testa se encuentra una capa de células que se denomina exosperma, desarrollada a partir de la nucela del óvulo (tejido materno). Debajo del exosperma se encuentra la aleurona (parte del endosperma). El endosperma esta constituido por la aleurona y el endosperma propiamente dicho (Hoshikawa, 1989).

La lema y pálea son estructuras fuertes adaptadas para proteger al cariopsis. La lema se encuentra en el lado abaxial y puede presentar una arista corta o larga, mientras que la pálea esta ubicada en el lado adaxial del fruto. La lema y pálea puede expresar coloraciones diversas como blanco, pajizo, dorado y dorado con surcos, marrón claro, con manchas marrones, marrón con surcos, púrpura o morado, rojizo a morado claro, con manchas moradas o con moteado, morado con surcos o estrías o negro (SESR, 2002). La lema y pálea están constituidas por silicio ($\text{SiO}_2 \cdot n\text{H}_2\text{O}$), que se encuentra en sus paredes celulares (Hoshikawa, 1989).

La lema puede tener o no aristas. La lema puede clasificarse en parcialmente aristadas, cortas y completamente aristadas, largas y parcialmente aristadas, largas y completamente aristadas. Los colores que pueden presentar las aristas van desde pajizo, dorado, marrón claro, rojo, morado o negro (SESR, 2002).

El embrión es la planta rudimentaria que será originada después de la germinación. Esta constituido por escutelo, coleóptilo (encierra las primeras tres hojas de la futura planta), radícula y coleorriza (envuelve a la raíz seminal) (Moldenhauer *et al.*, 2003).

Propagación

El arroz maleza se propaga por semillas y estas se dispersan a través de maquinaria agrícola (principalmente la cosechadora), ganado, agua, vehículos, aves, entre otras formas.

La principal forma de dispersión de las semillas de arroz maleza en el país es a través de la semilla certificada o informal. En Venezuela, según la Ley de Semillas vigente, se permiten 2 granos de arroz rojo por kilogramo de semilla, es decir se siembra esta maleza. Adicionalmente, la semilla certificada no cubre la demanda del mercado, por lo que muchos productores siembran sus propios granos como semilla, los cuales por lo general llevan más semillas de arroz rojo que la certificada. Cuando se analizaron lotes de semillas sujetas a certificación por el sector oficial de Venezuela, en Portuguesa (Ortiz *et al.*, 2007) y Guárico (Peralta, 2010) encontraron que tenían una gran diversidad de arroces maleza y muy pocos estaban exento de diásporas de estos.

Las semillas de arroz maleza también se dispersan fácilmente por el uso de cosechadoras que han cortado arroz en parcelas contaminadas. En un estudio realizado en la provincia de Jiangsu, China, se encontró que alrededor de 5.000 semillas de arroz maleza (22% del total de semillas) se acumulan en la mesa de corte, ruedas/oruga y placa de metal debajo de la tolva de recepción de granos de una cosechadora pequeña (con un ancho de corte de 2 m), que podrían potencialmente ser transportados a campos adyacentes después de haber cosechado campos de arroz infestados (Gao *et al.*, 2018).

Manejo

Las principales estrategias para controlar los arroces malezas pueden ser agrupadas en varias categorías: (1) prevención de infestaciones; (2) agotamiento del banco de semillas del suelo por medio de prácticas de postcosecha; (3) prácticas culturales presiembra; (4) supresión de la germinación y/o la emergencia por medio de prácticas de siembra y manejo del agua; (5) destrucción de las plantas de arroz maleza en el arrozal; (6) alteración del ambiente de los arrozales por medio de la rotación de cultivos y/o el barbecho y (7) uso de variedades resistente a herbicidas. Los herbicidas constituyen un elemento importante para todas las estrategias planteadas, excepto para la prevención (Delouche *et al.*, 2007).

Prevención

El uso de semilla certificada libre de arroz rojo es lo más recomendable para evitar su diseminación; a pesar de ello en Venezuela, esta opción tiene limitaciones ya que se aceptan dos granos rojos por kilogramo de semilla certificada y la producción nacional no supe la demanda.

La limpieza de cosechadoras es esencial para evitar la contaminación de los bancos de semillas de arroz maleza del suelo.

Control cultural

El control cultural está referido a procedimientos agrícolas que favorecen la competitividad del cultivo del arroz con las malezas, ocasionándole a éstas una supresión del crecimiento y desarrollo. Dentro de las prácticas recomendadas para el control cultural de arroz maleza se encuentran quemadas controladas, preparación del suelo, trasplante, falsa siembra, enmienda y fertilización, manejo de la inundación y rotación de cultivos (Fogliatto *et al.*, 2020).

La preparación del suelo previa a la siembra ha reducido los bancos de semillas de arroz en el suelo (Chauhan, 2013). Las semillas del arroz maleza tienen mayor longevidad (Suh, 2008) y persistencia en el suelo (Vaughan, 1994) que el cultivo. En teoría, enterrar las semillas que se encuentren en la superficie del suelo podría ayudar a mantener la latencia de las semillas o inducir su latencia secundaria, lo que aumentaría la longevidad de las semillas. Por el contrario, desenterrar las semillas viables a la superficie del suelo podría promover la liberación de la latencia y germinación (Bhullar y Chauhan, 2015).

El método de control cultural, llamado como “falsa siembra”, es un método comúnmente aplicado para reducir el tamaño de arroz maleza en el banco de semillas del suelo. Consiste en preparar el suelo como si se fuera a sembrar para permitir el crecimiento de las malezas. Posteriormente, cuando las malezas han alcanzado más o menos 10 a 20 cm de altura, éstas son controladas por medios mecánicos como el rastreo, o con herbicidas no selectivos (glifosato), luego se siembra el arroz.

La falsa siembra está dirigida a la reducción de la infestación de malezas, en la misma temporada en que se hace el tratamiento, disminuyendo así gradualmente el banco de semillas en el suelo. El éxito de la falsa siembra dependerá de la forma en que es preparado el suelo, del manejo del agua, de cuantas veces se realice esta operación en un mismo ciclo (Ferrero, 2003) y el grado de latencia de las semillas de arroz maleza, ya que las semillas latentes no germinarán. Aunque la falsa siembra es útil para reducir el banco de semillas de arroz maleza, los mismos agricultores deben evaluar la posibilidad de aplicarla cuando el período entre la recolección del cultivo anterior y la siembra del siguiente es corto (Chauhan, 2013).

Control manual (depuración)

El control manual del arroz maleza en arrozales inundados es difícil, agotador y costoso, pero es efectivo si se realiza correctamente (Sonnier, 1978). Los obreros deben estar familiarizados con los arrozales malezas y la remoción debe ser realizada antes de la floración, para evitar el flujo de polen (Valverde, 2007), o antes de la madurez para evitar el desgrane (Cox, 1978). Ellos deben ser instruidos sobre la forma de eliminar las plantas de arroz rojo, de modo de prevenir la dispersión de las semillas por desgrane. Las plantas se deben sacar del campo con cuidado, colocar las panojas dentro de una bolsa plástica y cortarla por el pedúnculo. Sólo entonces se arrancan las raíces y se colocan en otra bolsa más grande (Cox, 1978).

El control manual es importante en los campos destinados a la producción de semillas para la depuración de campos de plantas fuera de tipo y arroz maleza (Ferrero, 2003). En Venezuela, el arroz maleza se ha mimetizado con el cultivo, especialmente en altura de planta, lo que hace que el arroz maleza sea casi irreconocible y que el control manual sea imposible, esto ha afectado la depuración de los campos de multiplicación de semillas y de paddy (Blanco, 2006; Castillo, 2006; Ortiz *et al.*, 2007).

La inundación del suelo bien nivelado, que mantenga las condiciones anaeróbicas en las capas superiores del suelo, ha evitado que se establezca el arroz maleza en California, EUA. Es fácil para los países templados sembrar el arroz en lámina de agua, sin embargo, en el trópico es difícil ya que el oxígeno no se difunde a temperaturas altas como a los 15 °C que prevalecen cuando se siembra en esa zona (Fischer, 1999). No obstante, esta área de siembra de arroz en California estuvo prácticamente libre de arroz maleza durante los últimos 50 años, pero recientemente ha resurgido a pesar de cultivarse el arroz bajo el sistema de inundación continua (UCCE, 2017), lo que indica cómo ha permanecido

viable esta maleza después de tanto tiempo (alta longevidad) y como el arroz maleza está superando la anoxia para establecerse en los arrozales evadiendo el control (Karn *et al.*, 2020).

Control mecánico

El control mecánico puede realizarse antes de la siembra del cultivo. La germinación de las malezas también puede ser favorecida regando el campo o por las lluvias estacionales. Las plántulas de las malezas pueden ser eliminadas con rotativas o rastras de discos, tanto en campos inundados como en secos, antes de la siembra del arroz. El control de las malezas obtenido con esta práctica es satisfactorio, pero lleva más tiempo y es en general menos eficiente que el tratamiento químico (Ferrero *et al.*, 1999).

En arroz trasplantado por el sistema intensificado SICA □SRI se utiliza un implemento mecánico que va entre las hileras controlando las malezas, se debe realizar al menos 4 veces en el ciclo de cultivo (Chang, 2008).

Control químico

La estrecha similitud genética del arroz cultivado y el arroz maleza hace que el control con herbicidas selectivos en pre y postemergencia sea difícil. Las técnicas de manejo más exitosas se basan en la aplicación de herbicidas antes de la siembra del cultivo (Chauhan, 2013), en función del tamaño del banco de semillas de arroz maleza del suelo.

Glifosato es el herbicida sistémico no selectivo al arroz que más se utiliza para controlar arroz maleza antes de sembrar el cultivo. No obstante, se ha encontrado que las accesiones de arroz maleza B20, B2 y S11 y B49, B51 y S59 de Arkansas, EE.UU., tienen tolerancia diferencial a 1,12 g i.a/ea de glifosato (Shrestha, 2019).

Esto es una alerta para darle un uso racional al glifosato y evitar que el arroz maleza evolucione en resistencia a este herbicida. Se podría rotar el glifosato con glufosinato de amonio (1 310 g i.a ha⁻¹), herbicida de contacto de amplio espectro como herramienta alternativa para el control de arroz maleza después de la cosecha o antes de la siembra (al menos 10 días antes). Se recomienda la aplicación de sulfato de amonio a razón de 1 600 g ha⁻¹ cuando se use glufosinato de amonio (Shrestha, 2019). Cuando se use glufosinato de amonio se debe esperar al menos 10 días para sembrar el cultivo.

Estrategias genéticas y químicas

La afinidad filogenética del arroz maleza con el cultivo hizo necesario desarrollar estrategias genéticas químicas no transgénicas para controlar el arroz maleza; en 2002 se comercializó el sistema Clearfield® el cual provee resistencia a los herbicidas imidazolinonas conocidas como IMI (Grupo 2 de la HRAC, inhibidores de la enzima acetolactato sintetasa) (Tan *et al.*, 2005), dentro de los que destaca el Kifix® (52,5 g i.a/Kg imazapir + 17,50 imazapic). Dado el incremento de casos de resistencia del arroz maleza a herbicidas IMI, debido al flujo de genes entre los cultivares IMI y la maleza, esta tecnología ya no es eficaz en su control, entonces en 2018 se comercializó Provisia® con resistencia a ariloxifenoxipropanoatos (Grupo 1 de la HRAC, inhibidores de la enzima acetil coenzima A carboxilasa), en este caso para quizalofop-p-etilo (Famoso *et al.*, 2019). Actualmente, la adopción de Provisia® está limitado por el bajo potencial de rendimiento (Roma-Burgos *et al.*, 2021). El éxito de estas tecnologías se basan en la aplicación de herbicidas postemergentes para el control de arroz maleza reduciendo el tamaño del banco de sus semillas en el suelo.

Uso de antídotos

El acetocloro (formulado como microencapsulado) es un herbicida preemergente mejor que el pretilacloro para controlar arroz maleza pero actualmente no está permitido su uso en la producción de arroz. Sin embargo, tratando las semillas del cultivo con el antídoto fenclorim se podría aplicar acetocloro de manera preemergente (Avent *et al.*, 2019). Fenclorim protege al cultivo de arroz de las aplicaciones de herbicidas de las cloroacetamidas (Grupo 15 HRAC) (Usui *et al.*, 2000), debido a que desencadena la sobreexpresión de los genes responsables de la producción de la enzima glutathione-S-transferasa (GST) que desintoxica rápidamente al arroz del acetocloro.

Resistencia

Se ha encontrado resistencia de arroz maleza a los herbicidas imidazolinonas (imazapir, imazapic, imazetapir, imazamox e imazaquin) y pirimidil benzoato (pyrithiobac-sodio), en Brasil, Colombia, Italia, Grecia, Malasia, Turquía y EUA. (Heap, 2021).

En Venezuela se ha hallado la aceción OS22G de arroz maleza resistente a Lightning® (52,5% imazetapir + 17,5% imazapir), proveniente de un experimento realizado en Calabozo-Guárico, donde se evaluó el flujo de genes con el uso del sistema Clearfield en Calabozo-Guárico, en el marco del proyecto FONTAGRO “impacto ambiental de la adopción del arroz resistente a las imidazolinonas en sistemas productivos contrastantes de América Latina” (Pérez *et al.*, 2013).

Debilidades relacionadas con el diagnóstico y manejo

La identificación y estimación de la incidencia del arroz maleza es dificultoso por cuanto se parece al cultivo de arroz. El manejo del arroz maleza es difícil y complejo debido a la afinidad genética con el cultivo y es selectivo a los herbicidas de uso común en el arroz; además en el país no están disponibles las tecnologías genéticas-químicas Clearfiel® y Provisia®. El desgrane y alta latencia de sus semillas hacen que el arroz maleza sea casi imposible de erradicar de los bancos de malezas del suelo.

La normativa de la producción de semilla de arroz en Venezuela considera al arroz maleza como una planta nociva (difícil de separar de la semilla de arroz), ni siquiera toma en cuenta el flujo de genes que ha conllevado a la alta variabilidad observada entre sus morfotipos. Esta normativa permite dos granos de arroz maleza (rojo) por kilogramo de semillas de la categoría certificada y ninguna en semillas genética, fundación y registrada.

En el país hay un gran déficit de semillas de arroz por lo que muchos productores siembran sus propios granos, o del vecino, recién cosechados, limpiándolos artesanalmente, que por lo general llevan un gran número de diásporas de arroz maleza, incrementado la problemática. La semilla de arroz certificada o informal (Pirata) es el primer vehículo de dispersión de arroz maleza en el país.

Zonas no tradicionalmente arroceras como Ciudad Bolivia, Pedraza, Barinas y en Maracaibo, Zulia, donde no había arroz maleza, se han incorporado a la producción de semilla y terminaron contaminadas con esta maleza, lo que muestra como se va dispersando el arroz rojo con la semilla del cultivo, incluyendo categorías que deberían ser cero arroz maleza como la de fundación y registrada. Por el contrario, hay experiencias positivas en zonas no arroceras que han permitido lograr cero rojo en la semilla; por ejemplo, la llevada a cabo por la Fundación Danac en el Sur de Anzoátegui

(multiplicación bajo pivote central) y en Moroturo, estado Lara. Incorporar nuevas áreas para la producción de semilla conlleva el uso de semilla básica (genética, fundación o registrada) sin arroz maleza. (Figura 4).



Figura 4. Algunas características del arroz maleza: (A) plántula emergida del banco del suelo con la semilla descascarada mostrando el pericarpio de color púrpura; (B) planta con 7 hojas parecida al cultivo; (C) morfotipo de lema y pálea de color marrón con arista larga y semillas maduras; (D) morfotipo de lema y pálea de color negro con arista larga y semillas inmaduras; (E) morfotipo varietal con lema y pálea de color pajizo y dimensiones de las semillas similares al cultivo y (F) panícula exponiendo un alto desgrane de la panícula.

Paja Peluda

Rottboellia cochinchinensis (Lour.) W.D. Clayton

Es el nombre aceptado de una especie conocida hasta 1981 como *R. exaltata* Lf, un nombre ilegítimo ya que estaba en uso para una especie diferente. Se hizo una propuesta posterior para retener el nombre *R. exaltata*, pero no fue aceptada, por lo tanto, *R. cochinchinensis* es el nombre correcto para esta especie (Parker, 2019).

Familia: Poaceae.

Código EPPO: ROOEX

Sinónimos: *Aegilops exaltata* L; *Manisuris exaltata* L. Kuntze; *Rottboellia exaltata* (L) L.f. (USDA-NRCS, 2021).

Otros nombres comunes: Caminadora, pata de cabra, cebada fina y gramínea corredora (Parker, 2019).

Nombres comunes en inglés: Corn grass, guineafowl grass, itchgrass, jointed grass, kokoma grass, prickle grass, raoul grass, rice grass, shamvagrass, sugarcane weed y treadmill (Parker, 2019).

Clasificación taxonómica

La Paja Peluda pertenece al reino Plantae, división Magnoliophyta, clase Liliopsida, sub-clase commelinidae, orden Cyperales, familia Poaceae, género *Rottboellia* y especie *Rottboellia cochinchinensis* (Lour.) W.D. Clayton.

Cultivos que afecta

Maíz (*Zea mays* L.), sorgo [*Sorghum bicolor* (L.) Moench], caña de azúcar (*Saccharum* spp.), caraota (*Phaseolus vulgaris* L.), frijol (*Vigna unguiculata* (L.) Walp., soya [*Glycine max* (L.), arroz secano (*Oryza sativa* L.), aguacate (*Persea americana* Mill.), ajonjolí (*Sesamum indicum* L.), ajo (*Allium sativum* L.), algodón (*Gossypium hirsutum* L.), cebolla (*Allium cepa* L.), cítricos, papa (*Solanum tuberosum* L.), patilla *Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum. & Nakai, piña (*Ananas comosus* (L.) Merr.), plátano (*Musa AAB*), repollo (*Brassica oleracea* var. Capitata), soya, tabaco (*Nicotiana tabacum* L.), tomate (*Solanum lycopersicum* L.) y yuca (*Manihot esculenta* Crantz).

Descripción del daño

R. cochinchinensis puede ejercer efectos alelopáticos sobre el cultivo, inhibiendo su crecimiento (Casini *et al.*, 1998; Caton *et al.*, 2004; Meksawat *et al.*, 2010), ocasiona reducción del rendimiento entre 20 al 70%, dependiendo del cultivo que afecte (Contreras-Ramos *et al.*, 2013). *R. cochinchinensis* es hospedante de virus que afectan al maíz (Strahan *et al.*, 2000) y a la caña de azúcar (Yahaya *et al.*, 2017). Los tricomas presentes en los tallos de la Paja Peluda pueden causar irritación severa que podría conducir a infecciones o alergias (Strahan *et al.*, 2000).

Biología

La Paja Peluda es una planta anual tropical, autógama, ocasionalmente con polinización cruzada (Mercado, 1978), macolladora y se establece en ambientes aeróbicos. Esta especie tiene biotipos diploides con $2n=20$ cromosomas y poliploides ($2n=40$ o $2n=60$) (Millhollon y Burner, 1993). La agresividad de la Paja Peluda es en parte atribuido a que es una planta C_4 y por lo tanto capaz de tener alta tasa de fotosíntesis (Das *et al.*, 1993). Es muy competitiva por luz (Bridgemohan y McDavid, 1993), prolífica y florece todo el año (Holm *et al.*, 1991).

Origen y distribución

R. cochinchinensis (Figura 5) es originaria del sudeste asiático (Indochina) con un biotipo que se desarrolló en el este de África (Holm *et al.*, 1991) y se encuentra distribuida en África, Asia, América, Australia y Papua Nueva guinea, en diversos cultivos hasta en una altitud de 2 300 m (Holm *et al.*, 1979).



Figura 5. Plántula (A), vainas pubescentes (B), panículas (C) y planta con macollos de la maleza Paja Peluda (D).

La Paja Peluda es una maleza importante en Venezuela y se ha difundido rápidamente en todo el territorio, principalmente en Portuguesa y Barinas, de donde se piensa se ha desplazado a otras zonas (Pacheco y Pérez, 1989). El catálogo de la flora vascular de Venezuela indica que la Paja Peluda se encuentra en los estados Amazonas, Cojedes, Delta Amacuro, Distrito Federal, Lara, Miranda, Monagas, Portuguesa, Sucre, Táchira y Zulia (Hotche *et al.*, 2008).

Características de la planta adulta

Tallo

Los tallos de la Paja Peluda son erectos, sólidos, cilíndricos y ramificados, pueden alcanzar hasta 4 m de altura (SAG, 2000; Parker, 2019). Posee tricomas (pelos) erectos parecidos a la fibra de vidrio que sobresalen de los tallos o macollos (Spaunhorst, 2020).

Raíz

Las raíces son fibrosas y adventicias que emergen de los nudos próximos a la base de la planta por lo cual también sirven de anclaje (SAG, 2000).

Hoja

Las hojas son de forma lineal, lanceoladas y pubescentes. Vainas cubiertas por pelos silíceos largos y rígidos que pueden penetrar e irritar la piel; lígula membranosa de hasta 3,1 mm de largo, entera o con diminutos pelos dispersos. Láminas planas, quilladas, 20-60 cm de largo, 1-2,5 cm de ancho, base cordadas, pilosas o glabras, escabrosas, márgenes muy ásperos (SAG, 2000; Parker, 2019).

Inflorescencia

La inflorescencia de la Paja Peluda es un racimo espiciforme, casi cilíndrica, enhiesta, terminal, que se hace más delgada hacia el ápice, 6-14 cm de largo, 2-4 mm de ancho, está compuesta de artículos o entrenudos, cada segmento presenta una honda excavación en la parte superior y sostiene dos espiguillas, sin aristas, dorsiventralmente aplanadas, una sésil y la otra pedicelada. El pedúnculo posterior está fusionando por toda la longitud del racimo (Pitty y Muñoz, 1993; Kissmann y Groth, 1997).

Fruto

Es un cariopsis oblongo de alrededor de 3-4 mm de longitud y 1,75-2 mm de ancho, contenido entre las partes del raquis de la panícula, en una estructura llamada artículo (se quiebra entre la gluma y la lema) (SAG, 2000).

Propagación

La Paja Peluda se reproduce por semillas que son dispersadas por el agua, animales, equipos de cosecha y como contaminante de semillas de cultivos. Una sola planta puede producir hasta 2.200 semillas y rodales densos pueden producir más de 600 kg de semillas por hectárea (Holm *et al.*, 1991). Los patrones de germinación varían en el suelo debido a la latencia de sus semillas (Bridgemohan *et al.*, 1991). El mecanismo principal de latencia lo imponen las estructuras de cobertura de la semilla que pueden evitar que le llegue oxígeno al embrión. El segundo mecanismo de latencia está influenciado por la luz (Clavijo, 1978). Las semillas pueden permanecer viable en el suelo hasta 4 años (Thomas y Allison, 1975), y las plántulas pueden emerger desde una profundidad de 15 cm (Holm *et al.*, 1991).

Nocividad

R. cochinchinensis es una maleza altamente nociva, considerada una de las 12 peores malezas que infestan la caña de azúcar en el mundo y está clasificada como dañina por el Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (Alves *et al.*, 2003). En la producción de semilla híbrida de sorgo, la Paja Peluda es considerada una maleza nociva debido a que sus artículos (diáspora) tienen el mismo espesor que las semillas de sorgo y no se pueden separar durante su acondicionamiento.

Control cultural

El control cultural se basa en agotar el banco de semillas con prácticas de manejo después de la cosecha durante el barbecho (Valverde *et al.*, 1999). Dado que la mayor emergencia de las plántulas de la Paja Peluda ocurre a poca profundidad del suelo y la luz estimula su germinación, esta maleza puede convertirse en un problema en los sistemas de siembra directa (Bolfrey-Arku *et al.*, 2011). La rotación de cultivos puede ayudar a romper la estrecha asociación que existe entre la maleza y cultivo, dado que el monocultivo facilita el rápido establecimiento de la Paja Peluda como maleza dominante (Fisher *et al.*, 1985). Por otro lado, la rotación permite el uso de herbicidas gramínicidas selectivos a otros cultivos que controlan a la Paja Peluda (Labrada, 1996; Valverde, 2004).

Control mecánico

La labranza poco profunda puede ser usada para promover la emergencia de la Paja Peluda antes de la siembra del cultivo. Las plántulas emergidas pueden ser controladas por medios mecánicos o con herbicidas. La falta de control de las plántulas de Paja Peluda después de la preparación del suelo puede resultar en densidades muy altas de la maleza que reducirán substancialmente los rendimientos del cultivo (Parker, 2019).

Control químico

El uso de herbicidas ha sido un factor primordial en el control de la Paja Peluda, sin embargo, las fallas de aplicación hacen que se disperse y afecte negativamente a los cultivos.

Herbicidas preemergentes

Los herbicidas preemergentes que se pueden utilizar en el cultivo de maíz para controlar Paja Peluda son 0,6 a 1,2 kg i.a. ha⁻¹ de pendimetalin (Valverde, 2004); 1,4 a 1,8 kg i.a./ha acetocloro; 76,8 a 153,6 g i.a. ha⁻¹ de S-metolacloro y 56 a 100 g i.a. ha⁻¹ de isoxaflutole.

En caña de azúcar se ha encontrado un control eficaz de Paja Peluda con la mezcla 1,5 kg i.a. ha⁻¹ de pendimetalin + 1,5 kg i.a. ha⁻¹ de terbutrina + 864 g i.a. ha⁻¹ de 2,4 D (Cojulún, 2015).

Los herbicidas preemergentes se deben aplicar en suelos bien preparados sin restos de cosecha. El suelo debe tener humedad suficiente para inducir la germinación de las malezas y que las plántulas emergentes tengan contacto con la película del herbicida preemergente aplicado. Las lluvias o el riego después de aplicar los herbicidas preemergentes posicionarán al herbicida a una profundidad de 2 a 5 cm del suelo, donde está la mayor cantidad de semillas de malezas. Cuanto mayor sea el contenido de materia orgánica y arcilla en los suelos, el herbicida será más fuertemente absorbido o retenido por éstas y por tanto habrá menos herbicida disponible para actuar sobre las malezas.

En suelos pesados y ricos en materia orgánica, se utilizará la dosis más elevada. Si además el

suelo está seco, la fuerza de adsorción o retención del herbicida al suelo será mayor, por lo cual se deberá aplicar en suelo húmedo (Rache *et al.*, 2009).

Herbicida postemergentes

Nicosulfuron es un herbicida sulfonilurea, inhibidor de la enzima acetolactato sintetasa (ALS) comercializado para el control selectivo de la Paja Peluda en el cultivo de maíz. Cuando el nicosulfuron se formula como gránulos dispensables requiere para su activación la adición de un surfactante no iónico (Valverde, 2004). Entre otros herbicidas que controlan Paja Peluda están foramsulfuron y rimsulfuron (Rache *et al.*, 2009).

En maíces con el sistema Clearfiel® (no transgénico) se puede controlar la Paja Peluda con herbicidas imidazolinonas, por ejemplo, usando imazethapyr + imazapyr en postemergencia (Bond y Griffin, 2005).

Las dosis de los herbicidas postemergentes se aplican en función del estado fenológico de las malezas a controlar, a mayor desarrollo se necesitará mayor dosis, por eso es necesario que el productor lea la etiqueta del producto. Por lo general, se mezclan herbicidas incluso con preemergentes para abarcar un mayor espectro de control de las distintas especies de malezas y residualidad en el suelo para prolongar el periodo de control. Por otro lado, los herbicidas postemergentes requieren de coadyuvantes para facilitar su penetración a través de la cutícula de la hoja (ceras epicuticulares lipofílicas).

Muchos herbicidas ya vienen formulados con coadyuvantes, pero en otros casos, como ocurre con las formulaciones sólidas, es necesario añadirlos en el tanque de la asperjadora (de último cuando no haya que ecorregir el pH del agua, según el orden de mezcla) (Rache *et al.*, 2009).

Herbicidas presiembra

Los herbicidas no selectivos como glifosato, paraquat y glufosinato de amonio son también muy usados para el control de la Paja Peluda en presiembra del cultivo de maíz (Valverde, 2004), sus dosis van en función del estado de desarrollo de la maleza.

Resistencia a herbicidas

En Venezuela se ha indicado resistencia cruzada de la Paja Peluda entre nicosulfuron y foramsulfuron + iodosulfuron (Delgado *et al.*, 2008). Asimismo, en Bolivia se han identificado poblaciones de *R. cochinchinensis* que han desarrollado resistencia cruzada a los herbicidas haloxifop-p-metilo (ariloxifenoxipropianoato) y sethoxidim (ciclohexanodionas), ambos pertenecientes al grupo de los inhibidores de la enzima acetil coenzima A carboxilasa (ACCase) (Ávila *et al.*, 2007). También, en EUA. se han hallado biotipos de *R. cochinchinensis* resistentes a fluazifop-butilo (Heap, 2021).

Debilidades relacionadas con el diagnóstico y manejo

R. cochinchinensis es una maleza de fácil detección en plántulas y adultas en campo. El éxito de su manejo dependerá del grado de infestación y del cultivo con que interfiera, hay cultivos como el sorgo que no tienen herbicidas para su control (exceptuando los sorgos con resistencia a imidazolinonas con la tecnología igrowth™ de Advanta). Otros elementos que dificulta el manejo de *R. cochinchinensis* son las mutaciones que le confieren resistencia a herbicidas inhibidores de la enzima acetolactato sintetasa

(ALS, grupo 2) y acetil coenzima A (ACCasa, grupo 1), documentados en la literatura y resaltados anteriormente.

En la normativa de producción de semilla de sorgo, *R. cochinchinensis* es considerada una maleza nociva debido a que tiene el mismo espesor que la diáspora de sorgo, es decir las categorías genética, fundación, registrada y certificada/fiscalizada deben tener cero Paja Peluda. Sin embargo, esto se dificulta en las zonas de producción de los estados Aragua y Carabobo que tienen alta incidencia de *R. cochinchinensis*. En las zonas de multiplicación de semilla sorgo del sur de Anzoátegui no se encontraba esta maleza, pero la entrada de líneas progenitoras de los híbridos de sorgo han llevado semillas de Paja Peluda, quizás ya haya áreas contaminadas que deban ser evaluadas. Una vez que la semilla certificada/fiscalizada estén contaminada con *R. cochinchinensis* se dispersará en otras regiones del país.

Pata e' gallina

Eleusine indica (L.) Gaertn.

Familia: Poaceae

Código EPPO: ELEIN

Sinónimos: *Cynosurus indicus* L. (USDA, 2020), *Agropyron geminatum* Schult. & Schult.f., *Chloris repens* Steud., *Cynodon indicus* Rasp., *Cynosurus indicus* L., *Cynosurus pectinatus* Lam., y *Eleusine africana* K. O'Byrne (Parker, 2019).

Otros nombres comunes: Guarataro, grama, horquetilla, paja de burro, pasto amargo, cola de caballo, zacate de guacana, zacate guacima, grama caraspera, pie de gallina (Conabio, 2021), eleusine, grama de caballo, grama de orque, pata de ganso, yerba blanca y yerba dulce (Parker, 2019).

Nombres comunes en inglés: Bullgrass, crabgrass, crowfoot grass, dog grass, Dutch grass, fowlfoot grass, goosefoot grass, Indian goosegrass, iron grass, oxgrass, silver grass, wild finger millet, wire grass y yard grass (Parker, 2019).

Clasificación taxonómica

La Pata e' gallina pertenece al reino Plantae, división Magnoliophyta, clase Liliopsida, sub-clase Commelinidae, orden Cyperales, familia Poaceae, género *Eleusine* y especie *Eleusine indica* (L.) Gaertn. (USDA-NRCS, 2021).

Cultivos que afecta

Maíz, sorgo, soya, caraota, frijol, hortalizas, frutales, ajonjolí, algodón, arroz, cacao (*Theobroma cacao* L.), café (*Coffea arabica* L.), cambur (*Musa acuminata* AAA), caña de azúcar, maní, melón (*Cucumis melo* L.), papa, patilla, piña, plátano, sorgo, soya, tabaco, yuca y zanahoria (*Daucus carota* L.).

Descripción del daño

E. indica es una maleza alelopática en cultivos monocotiledóneos (Zelaya, 2019). Esta maleza tiene un potencial demostrado para disminuir el rendimiento en los cultivos, por ejemplo, en algodón una densidad de 11,6 a 19,2 plantas de Pata e' gallina en el hilo de siembra por metro lineal redujo en

50% el rendimiento (Ma *et al.*, 2015). En arroz de secano se estima que puede reducir hasta el 80% (Ampong-Nyarko y De Datta, 1991).

Es una maleza hospedante de plagas entre las que se puede citar el nematodo *Pratylenchus*, virus y *Spodoptera* (Plantwise, 2016; Zelaya, 2019).

Biología

E. indica es una planta C_4 anual y diploide ($2n=2x=18$) (Hiremath y Chennaveeraiah, 1982; Paul y Elmore, 1984; Chauhan y Johnson, 2008) que crece en rodetes mostrando un hábito postrado extendido o erecto con tallos de unos 40 cm, dependiendo de la densidad de la vegetación. Sus largas y extendidas panículas parecen patas de gallinas. Se puede confundir con otras malezas de inflorescencia digital (p. Ej., con *Digitaria* o *Cynodon*), pero los tallos aplanados de *E. indica*, las hojas de color verde brillante, el tamaño de las espiguillas con muchas flores y la falta de arista sirven para distinguirlas (Clayton *et al.*, 2006; Parker, 2019). (Figura 6).

Origen y distribución

El origen geográfico de *E. indica* es incierto debido a su expansión global, pero se considera nativo de las regiones tropicales del África Oriental; su distribución es mundial (Holm *et al.*, 1979).

En Venezuela se encuentra en los estados Amazonas, Anzoátegui, Aragua, Barinas, Bolívar, Delta Amacuro, Distrito Federal, Falcón, Guárico, Mérida, Miranda, Monagas, Nueva Esparta, Portuguesa, Sucre, Táchira y Zulia (Hotche *et al.*, 2008).

Características de la planta adulta

Tallo

Los tallos de *E. indica* son delgados, teretes, rastreros o ligeramente ascendentes, pueden llegar a medir hasta 40 cm de altura. Sus tallos florales poseen hojas alternas, la mayoría localizadas en la base de los tallos (Plantwise, 2016). Los tallos o culmos de *E. indica* son delgados, 150-300 mm de largo, 1-2 mm de diámetro, teretes, ramificados, los nudos 0,5-3 mm de largo, los entrenudos 25-80 mm de largo (Saw, 2011). Los tallos tienden a formar una roseta de crecimiento donde muestran las vainas de las hojas de color blanquecinas en la base, sin embargo, a pesar de estar postrados no se arraigan en los nudos (Steed *et al.*, 2017).

Raíz

Su sistema de raíces adventicias y fibrosas está bien desarrollado y con arraigo muy fuerte al suelo lo que hace difícil arrancarlas (Parker, 2021; Plantwise, 2016).

Hoja

La hoja está formada por lámina y vaina. Las vainas son de 40-85 mm de largo, 2-6 mm de ancho, coriáceas en la superficie adaxial, glabras en la superficie abaxial, ciliadas cortas a lo largo de los márgenes, con lígulas membranosas agudas y pilosas en los márgenes. La lámina es linear, 40-200 mm de largo, 3-6 mm de ancho, acuminada en el ápice, entera en el margen, con pelos o tricomas largos en la superficie adaxial (Saw, 2011).

Inflorescencia

La Pata e' gallina presenta inflorescencias que se bifurcan dicotómicamente en panículas adaxiales, compuestas de 2-7 racimos en forma de espigas dispuestos digitalmente, todos ellos sostenidos juntos, a veces uno de ellos adherido al nudo inferior, 150-250 mm de largo, 12-15 mm de ancho, acuminado en el ápice, pedúnculos primarios rectos, glabros, los pedúnculos secundarios continuos y delgados. Las espiguillas son de dos a muchas flores, sin aristas y comprimidas lateralmente. Los floretes son sin aristas, bisexuales, los floretes inferiores son más largos y los superiores progresivamente más pequeños. Las lodículas 2, obcónicas, los estambres 3, antera oblonga, filamento corto, el ovario elipsoide, estilos 2, estigmas 2, plumosos y blancos (Saw, 2011).



Figura 6. Plántula (A), panícula (B) y macolla (C) de la maleza Pata e' gallina

Fruto

Utrículo (aquenio) ovoides de sección triangular, con una semilla laxa envuelta en un pericarpio delgado, fuertemente estriado (rugoso) (WFO, 2021).

Propagación

E. indica se reproduce por semillas, una planta puede producir aproximadamente 50.000 semillas con alto potencial de viabilidad (más del 90%) (Chauhan y Johnson, 2008), que pueden dispersarse fácilmente por el viento, el agua, adherirse a la piel, maquinaria, animales y como contaminante en semillas de cultivos (Parker, 2019). La germinación ocurre principalmente cerca de la superficie del suelo (Chauhan y Johnson, 2008) y cesa la emergencia cuando están enterradas a más de 7,6 cm (Odero *et al.*, 2015). Las semillas de *E. indica* enterradas durante tres años y exhumadas cada cierto tiempo para medir su germinación, mostraron alta viabilidad e inusualmente no tuvieron latencia, comportamiento atípico de una maleza gramínea, lo que indica que se comporta diferente en los bancos de semillas del suelo (Masin *et al.*, 2006). Su persistencia en el suelo se debe a la abundante producción de semillas y tolerancia a los cortes (siegas) (Steed *et al.*, 2017).

Nocividad

E. indica es una maleza agrícola y ambiental (Randall, 2012), se considera nociva en al menos 42 países y está clasificada como la quinta peor maleza del mundo (Holm *et al.*, 1979).

Control cultural

Es fácil controlar las plantas pequeñas de pata e ´gallina con pases de rastra antes de que desarrollen su fuerte sistema radical. Cortar las plantas con rotativas no erradicará las plantas debido a su hábito de crecimiento postrado. El sistema de siembra en mínima y cero labranza favorece la acumulación de semillas de *E. indica* en la superficie del suelo (Steed *et al.*, 2017; Parker, 2019).

Control químico

Hay una variedad de herbicidas de pre y postemergencia para el control de *E. indica*, su selección depende del cultivo donde se encuentre.

Herbicidas preemergentes

Los herbicidas preemergentes proporcionarán un excelente control de pata e ´gallina si se usan de acuerdo con las instrucciones de la etiqueta. Estos productos a menudo se aplican solos o se combinan con otro herbicida, incluso con postemergentes, para ampliar el espectro de control de malezas.

Herbicidas como S-metolacolor, acetocloro (Uztarroz, 2013), pendimentalin e isoxaflutole en suelos bien preparados sin restos de cosecha se pueden aplicar para controlar *E. indica*.

En caña de azúcar se pueden usar, antes de la emergencia de las malezas, metribuzin, pendimetalin y S -metolacolor + atrazina + mesotriona (Odero, 2020).

Herbicidas postemergentes

Se ha logrado un excelente control de *E. indica* en maíz con topramezone + atrazina y baja eficacia con nicosulfuron (Uztaaroz, 2016). También se ha encontrado alto control con la mezcla de los herbicidas foramsulfurón + iodossulfurón (Martini *et al.*, 2014). La combinación de mesotriona, nicosulfuron y topamezone proporcionaron un control eficaz de *E. indica* y otras malezas gramíneas en el cultivo de maíz (Zhang *et al.*, 2013). En caña de azúcar se podría usar topamezone, trifloxisulfuron y asulam (Odero, 2020).

En otros cultivos como caña de azúcar o soya se puede usar fluazifop-p-butilo y en arroz de secano fenoxaprop-p-etilo, cyhalofop-butilo o sethodydim.

Herbicidas presembrado

Se ha encontrado un excelente control de *E. indica* con glufosinato de amonio (Uztaaroz, 2016). El paraquat también se utiliza en el control presembrado de *E. indica*. Tanto el glufosinato de amonio y paraquat son herbicidas de contacto que requieren mojar bien las plantas para poder ejercer un eficaz control, por ello se recomienda usar alto volumen de descarga de la asperjadora, por ejemplo 200 a 250 L ha⁻¹, cuando la maleza tenga menos de 5 hojas. Hay fallas de control de *E. indica* con glifosato en Venezuela.

Resistencia a herbicidas

El desarrollo de resistencia a los herbicidas en poblaciones de *E. indica* se ha documentado con dinitroanilinas (Mudge *et al.*, 1984), glifosato (Lee y Ngim, 2000), paraquat (Buker *et al.*, 2002), metribuzin plus MSMA (Brosnan *et al.*, 2008), glufosinato de amonio (Jalaludin *et al.*, 2010), glufosinato más paraquat (Seng *et al.*, 2010), inhibidores de la acetil-CoA carboxilasa (fluazifop-butilo, fenoxaprop-cyhalofop, haloxifop-metil, setoxidim y cletodim) (McCullough *et al.*, 2016), oxadiazón (McElroy *et al.*, 2017), clethodim, trifluralin, prodiamina, metribuzin y paraquat (Heap, 2021). De manera que *E. indica* es una maleza de cuidado en los cultivos donde emerja por su alto historial de rápida evolución de resistencia a herbicidas.

Debilidades relacionadas con el diagnóstico y manejo

E. indica es fácil de identificar y cuantificar su nivel de infestación en campo, no obstante, su control pasó de ser eficaz a difícil en los últimos años, por ejemplo, se han hallado fallas de control con glifosato en Portuguesa y mediano control en siembra directa con herbicidas preemergentes como acetocloro y es tolerante al nicosulfuron en el cultivo de maíz. Como se ha mencionado anteriormente, *E. indica* tiene una capacidad de evolucionar en resistencia a diversos herbicidas de diferentes grupos químicos, situación que no se ha diagnosticado en el país.

Corocillo

Cyperus rotundus L.

Familia: Cyperaceae

Código EPPO: CYPRO

Otros nombres comunes: Coquito, coquillo, cebollín, cebolleta (Doll, 1996), pimientillo, coquillo, castañuela, coquito y tritica (Conabio, 2020), castanuela, chufa, chufila, cipero, contra yerba, corocilla, cortadera, jonquillo, juncea, lengua de gallina, negrilla, paraquita, pasto bolita y totorilla (Parker, 2019).

Nombres comunes en inglés: Nutgrass, purple nutsedge, coco grass, java grass, purple nut-grass, purple nut sedge, red grass, red nut sedge y water grass (Parker, 2021).

Clasificación taxonómica

El Corocillo pertenece al reino Plantae, división Magnoliophyta, clase Liliopsida, sub-clase Commelinidae, orden Cyperales, familia Cyperaceae, género *Cyperus* y especie *Cyperus rotundus* L. (USDA-NRCS, 2021).

Cultivos que afecta

Maíz, sorgo, arroz, hortalizas, aguacate, algodón, cacao, café, cambur, caña de azúcar, caraota, cebollas, cítricos, frijol, frutales, plátano, remolacha, sorgo, soya, tabaco, tomate y zanahoria.

Descripción del daño

El Corocillo es considerado una de las malezas más problemática del mundo debido a su naturaleza perenne, así como a la alta producción, longevidad y viabilidad de sus tubérculos (Horowitz, 1972). Se han hecho muchos estudios que reflejan la disminución del rendimiento que ocasiona la interferencia del Corocillo con los cultivos, ejemplos de esa interacción negativa se han encontrado en algodón (Iqbal *et al.*, 2007), soja, maíz (Tuor y Froud-Williams, 2002) y arroz (Ramesh *et al.*, 2016). Se ha descubierto que esta maleza también produce sustancias alelopáticas que pueden inhibir el crecimiento de plantas cercanas (Hierro y Callaway, 2003) y estos aleloquímicos parecen de naturaleza fenólica (Horowitz y Friedman, 1971).

Cultivos que afecta

Maíz, sorgo, arroz seco, hortalizas, aguacate, algodón, arroz, cacao, café, cambur, caña de azúcar, caraota, cebollas, cítricos, frijol, plátano, remolacha, soya, caraota, tabaco, tomate y zanahoria.

Biología

El Corocillo es una planta perenne, altamente variable, con metabolismo C_4 (Santos *et al.*, 1997) que posee un extenso sistema de bulbos, rizomas y tubérculos, de donde emergen brotes erectos de hasta alrededor 30 cm de altura. Los brotes comprenden hojas verde oscuras y un tallo de sección triangular, donde aparece una inflorescencia con espiguillas planas de color marrón rojizo a marrón púrpura o violácea (Doll, 1996). La temperatura y la humedad del suelo son dos factores ambientales dominantes que limitan su distribución, está adaptado a suelos bien drenados, no tolera inundación. Crece en todo tipo de suelos y también puede sobrevivir a altas temperaturas (Bendixen y Nandihalli, 1987).

Origen y distribución

El origen del *C. rotundus* es incierto dado que se han hallado nuevas evidencias arqueológicas, extraídas de un cálculo dental que contenía gránulos de almidón procedente de tubérculos de *C.*

rotundus que se remonta a 15 000 a. C., lo que señala su uso como alimento y también en la limpieza de dientes dado su capacidad para inhibir *Streptococcus mutans*, que pudo haber contribuido al nivel inesperadamente bajo de caries encontrado en la población agrícola analizada en un cementerio sudanés (Buckley *et al.*, 2014). La utilidad como alimento y uso bucal del Corocillo puede explicar su dispersión por la región del Mediterráneo oriental y Eurasia (Bryson *et al.*, 2008). Se ha encontrado plantas de *C. rotundus* en seis continentes, en 92 países y es una maleza problemática en 52 cultivos (Holm *et al.*, 1979).

En Venezuela se han encontrado plantas de *C. rotundus* en los estados Anzoátegui, Aragua, Barinas, Bolívar, Carabobo, Cojedes, Delta Amacuro, Distrito Federal, Falcón, Guárico, Miranda, Nueva Esparta, Portuguesa, Sucre y Táchira (Hokche *et al.*, 2008).

Características de la planta adulta

Tallo

C. rotundus tiene varios tipos de tallos, bulbos (tallos subterráneos muy cortos cuyas hojas almacenan nutrientes), rizomas (tallos subterráneos dispuestos horizontalmente con respecto a las raíces del que pueden surgir nuevos brotes con hojas y flores) y tubérculos (tallo subterráneo con una yema apical y varias laterales). Usualmente un tubérculo sólo emite uno o dos rizomas, que se desarrollan próximos a la superficie del suelo. El bulbo basal normalmente se forma cerca de la superficie del suelo y es el encargado de emitir las raíces y los rizomas. Los primeros 30 cm de rizomas crecen horizontalmente, luego sus extremos giran hacia arriba para formar nuevos brotes aéreos, que portan un nuevo bulbo basal. También el rizoma puede permanecer en el suelo y formar un tubérculo, a partir del cual se desarrollará un nuevo rizoma lateralmente. Todo esto provoca la formación de cadenas de tubérculos, algunas de las cuales se pueden hallar a 40 cm de profundidad del suelo (Wills, 1970; Doll, 1996). Los tallos donde se desarrollan las inflorescencias son erectos, de hasta 60 cm de altura, de 3 lados (triangulares), lisos con bases hinchadas (bulbos basales) (Parker, 2021).

Raíz

Las raíces del *C. rotundus* son fasciculadas, simples, filiformes y fibrosas y pueden penetrar a más de un metro de profundidad (Peerzada, 2017; Parker, 2019). Las raíces evolucionan a partir de la endodermis de tubérculos, bulbos y rizomas. Una sección transversal del tejido radical maduro revela un cilindro vascular de cuatro vasos de xilema lignificados grandes y varios pequeños que están rodeados por una vaina de células endodérmicas lignificadas (Wills, 1970).

Hoja

Las hojas del Corocillo son lineales, trísticas, largo de 10 a 50 cm y ancho de 5 a 8 mm. Están dispuestas en la parte inferior del eje floral. La sección del limbo forma una V ancha en las ramas horizontalmente. Las caras de las hojas son glabras pero el margen y la nervadura media son escabras, de color verde oscuro (Pl@ntnet, 2021).

Inflorescencia

El Corocillo tiene una umbela terminal, abierta, sostenida por varias brácteas frondosas que son tan largas o más largas que los radios con flores. Los radios se forman con tres a nueve pedúnculos delgados, extendiéndose de tres lados de longitud desigual. En los extremos, son racimos de espiguillas

estrechas, de 0,8 a 2,5 cm de largo y 2 mm de ancho, con 10 a 40 flores, agudas y comprimidas de color rojo, marrón rojizo o marrón violáceo. Poseen glumas de 2 a 3,5 mm de largo, que son ovadas y casi romas, con tres a siete nervios (Pl@ntnet, 2021). Las flores son hermafroditas con 3 estambres y un pistilo con estigma 3-partido (Bryson y DeFelice, 2009).

Fruto

El fruto es un aquenio de 2 a 3,5 mm de largo y 0,5-0,7 mm de ancho, ovados u oblongos-ovados, con tres ángulos, de color gris, marrón o negro con una red de líneas grises, cubierto por una sola gluma (Naidu, 2012).

Propagación

La reproducción sexual en *C. rotundus* es de menor importancia, ya que rara vez se reproduce a través de semillas y éstas tienen menos de 7% de viabilidad (Thullen y Keeley, 1979). La propagación de esta especie es principalmente asexualmente por tubérculos que permanecen viables en el suelo durante varios años. La latencia de los tubérculos es realmente un ejemplo de dominancia apical, que se expresa de dos formas en tubérculos individuales: la primera es cuando la yema apical (a veces dos) brota primero, si el brote inicial es eliminado, otras yemas lo harán. La segunda forma de dominancia se expresa entre tubérculos interconectados. Las cadenas de tubérculos producidas en un año deben ser consideradas como una sola unidad, ya que el tubérculo terminal muestra dominancia. En una cadena de tubérculos, las yemas en el tubérculo terminal (el más joven), generalmente brota primero y esto evita que las yemas del resto de los tubérculos broten. Esta dominancia se pierde cuando se corta el rizoma que forma la cadena. Esta es la razón por la cual labores intensas de labranza a veces producen altas poblaciones de *C. rotundus* (Doll, 1996).

La temperatura mínima para la germinación de tubérculos subterráneos es de 13 °C, el adecuado de temperatura es de 30–35 °C y la temperatura máxima es 40 °C (Shang, 2006). A temperatura adecuada, el tubérculo subterráneo muestra un hábito de colonización significativo (Rogers *et al.*, 2008) y se multiplica rápidamente (Edenfeld *et al.*, 2005).

Los tubérculos de *C. rotundus* pueden dispersarse a través de semillas de maní (Bendixen y Nandihalli, 1987) o de caraotas.

Nocividad

C. rotundus es considerada una de las malezas más perjudiciales del mundo (Holm *et al.*, 1979).

Manejo

El manejo del Corocillo debe enfocarse en la reducción de tubérculos y su viabilidad (Webster *et al.*, 2008).

Control cultural

Un exitoso manejo de *C. rotundus* requiere del conocimiento de su hábito de crecimiento y biología, y del cumplimiento de un programa de manejo integrado de malezas, como el uso de cultivares con un alto vigor de las semillas para lograr un rápido establecimiento del cultivo. El Corocillo es sensible a la sombra, por lo que el ajuste de la distancia entre hilera del cultivo al ancho más estrecho posible, combinado con alta densidad de plantas que conduzcan a un cierre más temprano del dosel, aseguran

un rápido régimen de sombra sobre la superficie del suelo. En el cultivo de arroz la inundación controla Corocillo.

Otro aspecto de prevención esencial es la limpieza de los equipos y materiales que vienen de lotes o fincas con incidencia de Corocillo (Doll, 1996; Datta *et al.*, 2017).

Control mecánico

El laboreo repetido del suelo es efectivo porque los tubérculos ubicados en las capas superficiales del suelo son vulnerables a la desecación. Para controlar los tubérculos sobre la superficie del suelo pueden requerirse 14 días con una temperatura de 40 °C si la humedad relativa es alta. La labranza siempre es más efectiva cuando el suelo está seco (Cruz y Cárdenas, 1974).

Control químico

C. rotundus es difícil de controlar químicamente debido a la longevidad de los tubérculos (Keeley, 1971) y a la falta de eficacia de los herbicidas preemergentes, en contraste al control efectivo que hacen en otras especies de malezas (Dotray *et al.*, 2001).

El control de *C. rotundus* es eficaz con la aplicación de alacloro y el metolacloro aplicados en presiembra incorporado, en dosis de 2,5 kg i.a. ha⁻¹ (CIAT, 1988). Se deberá preparar el suelo sin que queden restos de cosecha, malezas y terrones, aplicar S-metolacloro (usar la dosis de etiqueta) bien distribuido e incorporar con pases de rastra cruzada a una profundidad mayor de 10 cm, donde se encuentran las estructuras de reproducción asexual, posteriormente se puede sembrar el maíz, caraota, soja o cualquier otro cultivo selectivo a este herbicida.

Una sola aplicación de S-metolaclor en preemergencia mantuvo la densidad del Corocillo en 15 plantas por m² en soja que permitió que el cultivo compitiera adecuadamente con la maleza, demostrando que una combinación de alta densidad de semillas y la aplicación efectiva de estos herbicidas puede conducir a rendimientos económicamente aceptables. Los otros tratamientos, pendimetalin, trifloxysulfuron, bentazona and pyriithiobac sodium, produjeron menores rendimientos en la soja (Travlos *et al.*, 2020).

Las etiquetas de varios herbicidas postemergentes describen su efecto como supresión o inhibición de *C. rotundus*, en lugar de control. La duración del control de la mayoría de estos herbicidas es de 30-40 días como máximo. El 2,4-D sólo controla las plantas ya brotadas al momento de la aplicación.

Herbicidas no selectivos a los cultivos

Paraquat produce una excesiva destrucción de células foliares del Corocillo en presencia de luz, pero el rebrote foliar es rápido y la producción de tubérculos no es afectada debido al limitado transporte ya que es un herbicida de contacto (Mercado, 1979).

No obstante, diferentes estudios indican que altas dosis de glifosato se transportan a través de la cadena de tubérculos del Corocillo, reduciendo su producción y viabilidad (Zandstra *et al.*, 1974; Doll y Piedrahita, 1982), la dosis de 2,57 kg e.a. ha⁻¹ (e.a., es equivalente ácido) redujo la biomasa del tubérculo de Corocillo en un 75% (Webster *et al.*, 2008). Un programa de control efectivo de Corocillo debe considerar repetidas aplicaciones de glifosato debido a que la longevidad de sus tubérculos (99% mortalidad) es de 42 meses (Neeser *et al.*, 1997).

Debilidades relacionadas con el diagnóstico y manejo

El diagnóstico del nivel de infestación de *C. rotundus* no tiene mayor dificultad dado que es una planta que se identifica rápidamente por su tipo de inflorescencia y cuando plántula, la forma de la disposición de sus hojas en el bulbo y la presencia de tubérculos, rizomas y bulbos (Figura 7).

Por lo general, en las evaluaciones de malezas en campo se utiliza el porcentaje visual de incidencia, siguiendo un patrón en zig-zag o de diagonal doble en los lotes de siembra. En la investigación en la ciencia de las malezas se utiliza el conteo del número de plantas o biomasa aérea contenida en una cuadrícula de un m² siguiendo un patrón de diagonal doble. La distribución de las malezas en los bancos del suelo frecuentemente sigue un patrón binomial negativo, es decir el desgrane desde la planta madre ubica a sus semillas y estructuras asexuales (tubérculos, rizomas, entre otras) cercanos al origen. Con el uso de drones o satélites en la agricultura se ha logrado construir mapas más acertados de la distribución de malezas en el cultivo, esto ha servido para el control con robots o asperjadoras (tasa variable) dotadas de sensores que identifican a las malezas y su posicionamiento en el campo.

Los tubérculos de Corocillo pueden contaminar las semillas de maní (*Arachis hypogaea* L.) y

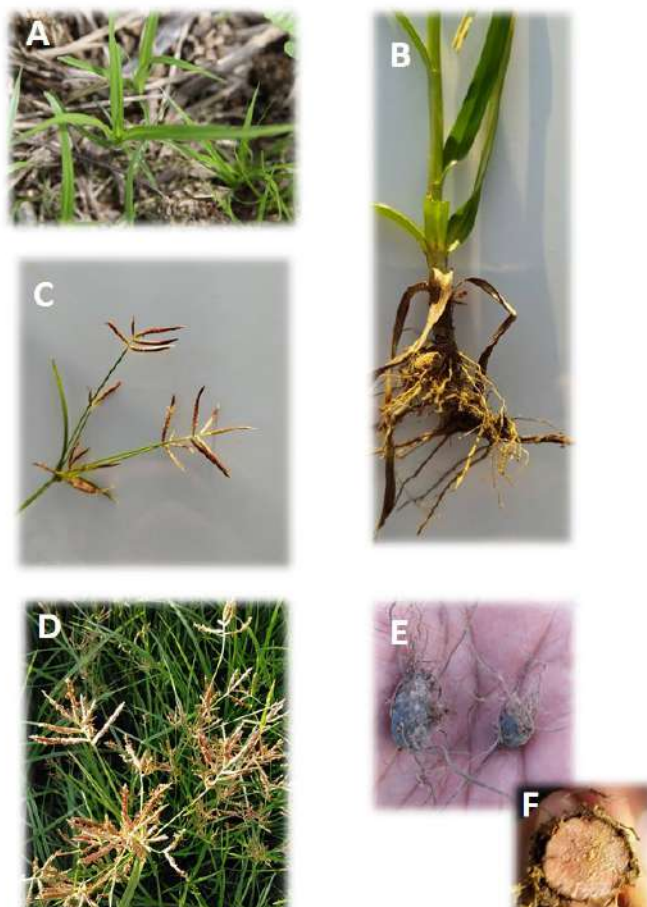


Figura 7. Plántula (A), bulbo basal (B), inflorescencia (C), plantas en floración (D), tubérculos (E) y disección de un tubérculo (F) de la maleza Corocillo (*C. rotundus*).

caraoa (*Phaseolus vulgaris* L.) durante la cosecha y dispersarse a otros campos. Asimismo, los viveros que usan suelo contaminados con tubérculos de Corocillo para llenar bolsas y macetas de plantas a trasplantar pueden dispersar esta maleza a otras regiones.

Pira

Amaranthus dubius Mart. ex Thell.

Familia: Amaranthaceae

Código EPPO: AMADU

Sinónimos: *Amaranthus tristis* Willd. (Parker, 2019).

Otros nombres comunes: Pira dulce, bleo, bleo zac-tec, blero, blero blanco, amaranto, yerbacaracas, bleo de Jamaica, bleo de puerco, bleo manso, cararú común, yuyo hembra y bleo blanco (Pacheco y Pérez, 1989; Parker, 2019; EPPO, 2021)

Nombres comunes en inglés: Spleen amaranth, pigweed amaranth, southern pigweed y red spinach (Yong *et al.*, 2019; Parker, 2021; USDA, 2021).

Clasificación taxonómica

La Pira pertenece al reino Plantae, división Magnoliophyta, clase Magnoliopsidaa, sub-clase Caryophyllidae, orden Caryophyllales, familia Amaranthaceae, género *Amaranthus* y especie *Amaranthus dubius* Mart. ex Thell. (USDA-NRCS, 2021).

Cultivos que afecta

Maíz, sorgo, arroz secano, caraoa, soya, maní, frijol, ajonjolí, algodón, tomate, pimentón, cebolla, melón, pepino (*Cucumis sativus* L.), cacao, café, cítricos, bananos, caña de azúcar, piña y tabaco.

Descripción del daño

La Pira puede interferir con el crecimiento de los cultivos y reducir sus rendimientos, por ejemplo, en batata se ha demostrado que cuando hay 15 o 30 plantas de *A. dubius* por metro lineal en la hilera de batata se hallaron 96 y 100% menos rendimiento comparado con en el testigo sin maleza (Lugo *et al.*, 2000).

Biología

La Pira es una planta anual, monoica (Carmona y Orsini, 2010), tetraploide ($2n=64$) (Grant, 1959), mide entre 10-100 (-200) cm de alto, glabro o escasamente pubescente en partes distales. Los tipos cultivados de *A. dubius* son más grandes, más erectos y más suculentos que los tipos de malezas. *A. dubius* es generalmente una hierba con metabolismo fotosintético C_4 , muestra una alta tasa fotosintética a altas temperaturas e intensidad de luz, y una menor compensación de CO_2 que las especies C_3 . La floración comienza de 4-8 semanas después de la emergencia, mostrando sensibilidad a los días cortos. La polinización es por el viento, pero se producen plantas autopolinizadas. El desarrollo vegetativo es rápido (Grubben, 2004). Esta especie ha sido ampliamente introducida como un vegetal verde para consumo humano, así como como una hierba medicinal (Yong *et al.*, 2019).

Origen y distribución

Es una hierba nativa de América del Sur, México y las Antillas (Grubben, 2004), con una distribución pantropical (Palmer, 2009). *A. dubius* está reportada como especie introducida a Venezuela como cultivo experimental, así como también se han hallado algunas poblaciones seminaturalizadas (Morros *et al.*, 1990).

En Venezuela se encuentra en los estados Amazonas, Aragua, Bolívar, Cojedes, Delta Amacuro, Distrito Federal (Hotche *et al.*, 2008), Portuguesa, Sucre, Guárico y Táchira.

Características de la planta adulta

Tallo

Alcanza una altura de 0,4-1,5 m de alto, ramificado, de color marrón oscuro, verde claro, o verde olivo a rojizo, esparcidamente viloso (con pelos largos) a generalmente glabro, a veces con estrías longitudinales en plantas adultas (Carmona y Orsini, 2010; Parker, 2019).

Hoja

Hojas ovado-oblongas a ovado-elípticas, las más pequeñas elípticas, de 1-10 (12) cm de largo, 0,5-6 cm de ancho, coriáceas a cartáceas (consistencia del papel de pergamino), esparcidamente vilosas a glabras; nervio principal y secundarios prominentes en la superficie abaxial, con dos líneas continuas a los márgenes de la lámina; pecíolos de 1-11 (15) cm de largo, glabros; base atenuada; margen entero a ligeramente crenado; ápice obtuso con una extensión espinescente de la nervadura central de 1-1,2 mm de largo (Carmona y Orsini, 2010).

Inflorescencias

Las inflorescencias son axilares y terminales, las primeras de 2-9 cm de largo, 0,4-1 cm de ancho, las segundas en espigas de 6-18 (22) cm de largo, 0,7-2 cm de ancho, a veces en panículas más densas, grupos de flores densamente dispuestos a lo largo del raquis; brácteas de 1,5-2,5 mm de largo, 0,5-0,6 mm de ancho, iguales o menores al tamaño de los sépalos, ovadas a lanceoladas, carinadas, glabras y ápice apiculado (Carmona y Orsini, 2010).

Flores masculinas en una proporción aproximada de $\frac{3}{4}$ con respecto a las flores femeninas; perianto foliáceo compuesto por 5 sépalos de 1-2,5 mm de largo, 0,5-0,7 mm de ancho, desiguales, espatulados, glabros, con una terminación prominente en el ápice. Estambres 5, libres entre sí, en una serie; filamentos homodínamos de 1-1,7 mm de largo; anteras paralelas con dehiscencia longitudinal extrorsa (Carmona y Orsini, 2010).

Flores femeninas con perianto foliáceo compuesto por 5 sépalos, de 1,2-2,3 mm de largo, 0,5-0,7 mm de ancho, desiguales, rectos a ligeramente retrorsos, lanceolados. Estigmas 3; estilos terminales de 0,4-0,8 mm de largo, separados en la base (Carmona y Orsini, 2010).

Frutos

Utrículo ovoide o subgloboso rodeado del perianto ligeramente más corto que los tépalos, de 1-1,5 mm de largo, 0,8-1,1 mm de ancho, corrugado a liso con dehiscencia regularmente circuncisil. Semillas brillantes, lisas de 1-1,2 mm de diámetro, lenticulares en sección transversal, de color vino tinto oscuro a marrón (Carmona y Orsini, 2010; Parker, 2019).

Propagación

A. dubius se propaga por semillas. Esta especie produce muchas semillas que pueden dispersarse por el viento, agua, aves, como contaminante en semillas de pastos o cultivos y maquinaria agrícola (Parker, 2019). Las semillas tienen latencia por varios años (Grubben, 2004) (Figura 8).

Control químico

No se ha documentado la sensibilidad de *A. dubius* al control químico, sin embargo, por su parecido fisiológico con *A. spinosus* (Gruber, 2004) se espera que sea susceptible a los herbicidas recomendados para el control de esta segunda maleza (Parker, 2019).

Herbicidas preemergentes

Los herbicidas preemergentes recomendados para el control de hoja ancha en el cultivo de maíz podrían controlar *A. dubius*, tales como atrazina (Lorenzi y Jeffery, 1987), Adengo® (thiencarbazone-metilo + isoxaflutole) y Acuron UNO (biciclopirona) que son eficaces para otras especies del género *Amaranthus*. La aplicación de herbicidas en general requiere que el suelo esté a capacidad de campo, es decir con la humedad suficiente para estimular la germinación de las malezas y que produzcan los órganos de absorción del ingrediente activo, en estos casos la atrazina, isoxaflutole, thiencarbazone-metilo y biciclopirona se absorben por las raíces de las plántulas.

En caña de azúcar se puede aplicar diurón y metribuzina; en cebolla butacloro, oxadiazón, oxifluorfen; linuron en caraota y metribuzina en tomate.

Herbicidas postemergentes

En el control de *A. dubius* en postemergencia en maíz se podría usar 2,4-D en cultivares que sean tolerantes a este herbicida (Grichar, 1994). También se podría aplicar la dosis de etiqueta de tolPiralato o una menor dosis en mezcla con atrazina (hay un gran sinergismo entre estos herbicidas) en postemergencia cuando el maíz esté en la etapa V3 (aproximadamente 3 semanas después de la siembra) y las malezas tengan una altura de 9 a 13 cm (Metzger, 2019).

En maní, caraota y soya se puede usar fomesafen, bentazona en postemergencia para controlar malezas del género *Amaranthus*. El fomesafen en suelos arenosos y/o con bajo contenido de materia orgánica, pueden intoxicar a cultivos en rotación. En soya se puede aplicar clorimuron-etilo.

En caña de azúcar aplicaciones de ametrina+ trifloxysulfuron; ametrina, diuron y MSMA en postemergencia temprana y 2,4 D en postemergencia media controlan *A. dubius* (Churion, 2015).

Herbicidas presiembra

Glifosato + 2,4 D; glifosato+2,4 D+picloran, diquat, paraquat y glufosinato de amonio están recomendado para el control de especies del género *Amaranthus* antes de la siembra de cultivos.

Debilidades relacionadas con el diagnóstico y manejo

La Pira es una maleza invasiva de fácil reconocimiento en campo, tanto en plántula como cuando es adulta. El manejo actual es fácil con los herbicidas que se usan en los cultivos donde interfieren. No obstante, la hipótesis de que provenga de la hibridación entre *A. spinosus* y *A. hybridus* (*A. quitensis*) (Mosyakin y Robertson, 1996) indica que tiene un genoma que podría tener mutaciones que confieren resistencia a herbicidas, siendo que estas especies ascentrales son malezas que han evolucionado con resistencia a múltiples herbicidas (Heap, 2021).

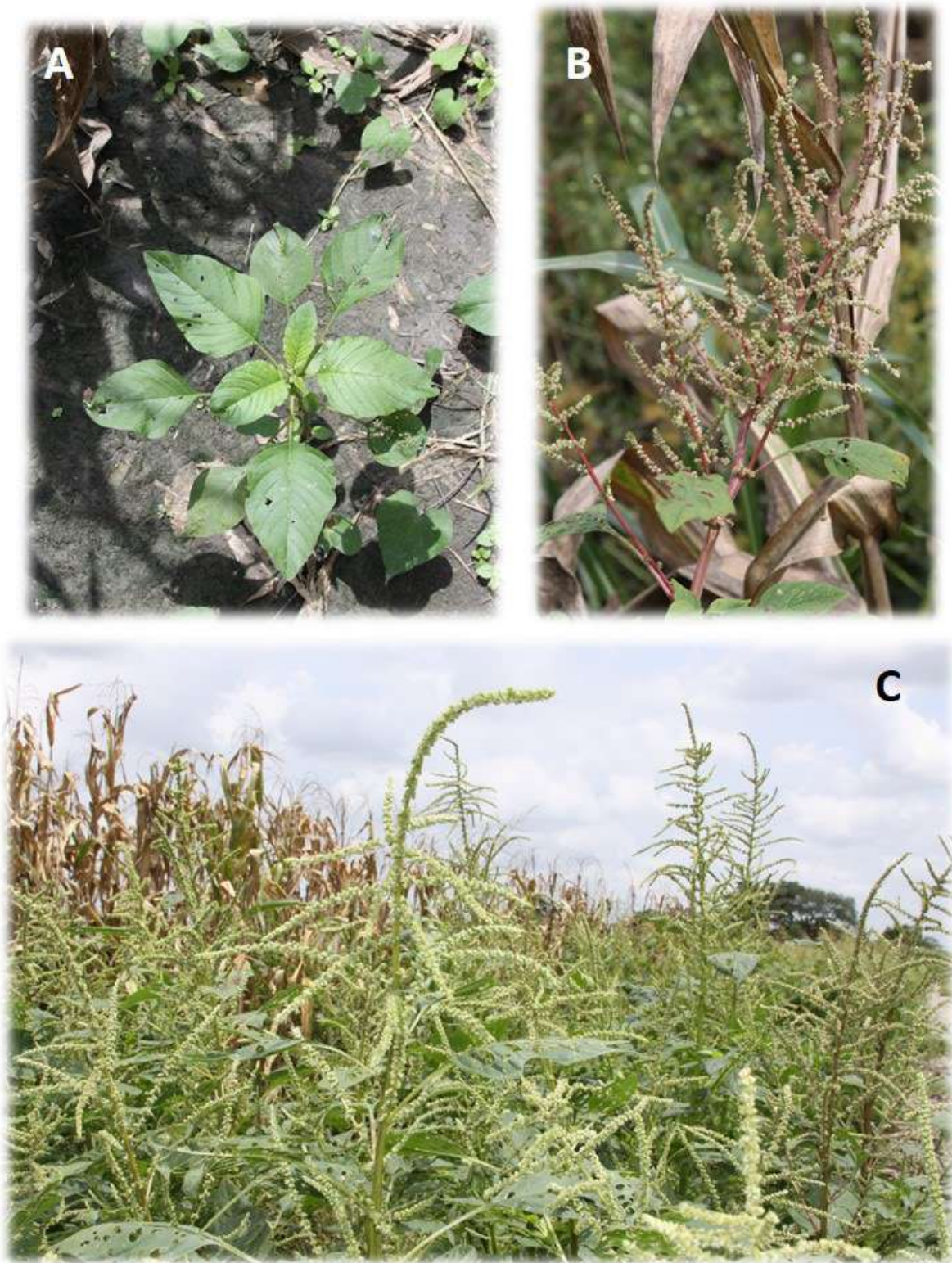


Figura 8. Planta en fase vegetativa (A), rama reproductiva (B) y plantas a la orilla de un maizal en Turén-Portuguesa (C) de la maleza Pira.

CONCLUSIONES

1. La base del manejo está relacionada con la **maleza** (identificación de la especie que está afectando al cultivo, conocer su biología y ecología; tamaño que ocupa en el banco de semillas del suelo, patrón de emergencia, **cultivo** (selectividad a herbicidas, genética, métodos de siembra y/o riego) y **herbicida** (características físico-químicas, boquillas, momento de aplicación, humedad del suelo, condiciones ambientales cuando se hace la aplicación, dosificación y deriva).
2. Las malezas *S. halepense* y *C. rotundus* al ser plantas perennes y *Oryza* spp. por su afinidad genética con el arroz cultivado son más difíciles de controlar que *R. cochinchinensis*, *E. indica* y *A. dubius*.
3. En Venezuela se ha encontrado que *S. halepense* y *R. cochinchinensis* son resistente a nicosulfuron (herbicida que más se usa en el cultivo de maíz) y foramsulfuron + iodossulfuron. También que *Oryza* spp. ha mostrado resistencia a imazetapir + imazapir y que *E. indica* está mostrando fallas de control con glifosato en campos de maíz en Portuguesa, consideraciones que se deben tomar en cuenta al momento de hacer un plan de manejo.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acciaresi, H.; J. Guiamet. 2010. Below- and above-ground growth and biomass allocation in maize and *Sorghum halepense* in response to soil water competition: maize and *Sorghum halepense* in competition for water. *Weed Res.* 50: 481-492.
- Achigan-Dako, E.; O. Sogbohossou; P. Maundu. 2014. Current knowledge on *Amaranthus* spp.: research avenues for improved nutritional value and yield in leafy amaranths in sub-Saharan Africa. *Euphytica* 197(3): 303-317.
- Alves, P.; M. Bachega; J. Moro; M. Lemos; E. Alves; M. Silva; V. Moro. 2003. Identification and characterization of different accessions of itchgrass (*Rottboellia cochinchinensis*). *Weed Science.* 51(2): 177-180.
- Ampong-Nyarko K.; S. De Datta. 1991. Handbook for weed control in rice. Manila, Philippines: International Rice Research Institute. 113 p.
- Ananda, G.; H. Myrans; S. Norton; R. Gleadow; A. Furtado; R. Henry. 2020. Wild sorghum as a promising resource for crop improvement. *Frontiers in Plant Science*, 11, 1108. Disponible en: <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fpls.2020.01108/full> [Consultado: 20/6/2021].
- Arle, H.; E. Everson. Johnson grass Control; College of Agriculture, University of Arizona: Tucson, AZ, USA, 1955.
- Avent, T.; J. Norsworthy; C. Brabham; L. Piveta; M. Castner. 2019. In: Pest Management: Weeds. *Arkansas Rice Research Studies* 120. Disponible en: <https://scholarworks.uark.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=1162&context=aaesser> [Consulta: 25/6/2021].
- Ávila, W.; A. Bolaños; B. Valverde. 2007. Characterization of the cross-resistance mechanism to herbicides inhibiting acetyl coenzyme-A carboxylase in itchgrass (*Rottboellia cochinchinensis*) biotypes from Bolivia. *Crop Protection* 26(3): 342-348.

- Bendixen, L.; U. Nandihalli. 1987. Worldwide distribution of purple and yellow nutsedge (*Cyperus rotundus* and *C. esculentus*). *Weed Technology* 1: 61-65.
- Bendixon, L. 1988. Soybean (*Glycine max*) competition helps herbicides control johnsongrass (*Sorghum halepense*). *Weed Technol.* 2: 46-48.
- Blanco, A. 2006. Caracterización morfofisiológica y molecular de varietales de arroz maleza y variedades de arroz. Trabajo de Grado. Facultad de Agronomía. Universidad Central de Venezuela. Maracay. 103 p.
- Bolfrey-Arku, G., B. Chauhan; D. Johnson. 2011. Seed germination ecology of itchgrass (*Rottboellia cochinchinensis*). *Weed Science* 59(2): 182-187.
- Bond, J.; J. Griffin. 2005. Weed Control in Corn (*Zea mays*) with an imazethapyr plus imazapyr Prepackaged Mixture 1. *Weed technology* 19(4): 992-998.
- Bridgemohan, P.; C. McDavid. 1993. A model of the competitive relationships between *Rottboellia cochinchinensis* and *Zea mays*. *Ann. Appl. Biol.* 123:649-656.
- Bridgemohan, P.; R. Brathwaite; C. McDavid. 1991. Seed survival and patterns of seedling emergence studies of *Rottboellia cochinchinensis* (Lour.) Clayton in cultivated soils. *Weed Res.* 31:265-272.
- Brosnan, J., R. Nishimoto; J. DeFrank. 2008. Metribuzin-resistant goosegrass (*Eleusine indica*) in bermudagrass turf. *Weed Technology* 22: 675-678.
- Bryson C., M. DeFelice. 2009. *Weeds of the South*. University of Georgia Press, Athens. 480 p.
- Bryson, C; R. Carter. 2008. The Significance of Cyperaceae as Weeds, In: Naczi, R. and B. Ford (Eds.). *Sedges: Uses, Diversity, and Systematics of the Cyperaceae*. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden. St Louis, MO. 101 p.
- Buckley, S.; D. Usai; T. Jakob; A. Radini; K. Hardy. 2014. Dental Calculus Reveals Unique Insights into Food Items, Cooking and Plant Processing in Prehistoric Central Sudan. *PLoS ONE* 9(7): e100808.
- Buker, R.; S. Steed; W. Stall. 2002. Confirmation and control of a paraquat-tolerant goosegrass (*Eleusine indica*) biotype. *Weed Technology* 16: 309-313.
- Bhullar M.; B. Chauhan. 2015. Seed bank dynamics and emergence pattern of weeds as affected by tillage systems in dry direct-seeded rice. *Crop Prot.* 67: 168-177.
- Calderón-Rzedowski, G.; J. Rzedowski. 2001. *Flora fanerogámica del Valle de México*. 2ª ed. Instituto de Ecología y Comisión Nacional para el conocimiento y Uso de la Biodiversidad Pátzcuaro, Michoacán, México. 1406 p.
- Cao, Q.; B. Lu; H. Xia; J. Rong; F. Sala; A. Spada; F. Grassi. 2006. Genetic diversity and origin of weedy rice (*Oryza sativa* f. *spontanea*) populations found in northeastern China revealed by simple sequence repeat (SSR) markers. *Annals of botany* 98(6): 1241-1252.

-
- Carmona, W.; G. Velásquez. 2010. Sinopsis del subgénero *Amaranthus* (*Amaranthus*, *Amaranthaceae*) en Venezuela. *Acta Botánica Venezuelica* 1: 329-356
- Casini, P.; V. Vecchio; I. Tamantini. 1998. Allelopathic interference of itchgrass and cogongrass on germination and early development of rice. *Trop. Agric.* 75: 445-451.
- Castillo, J. 2006. Evaluación de la contaminación con arroz rojo en la producción de semillas y granos de arroz en el estado Portuguesa. Trabajo de Grado. Facultad de Agronomía. Universidad Central de Venezuela. Maracay. 90 p.
- Caton, B.; M. Mortimer; J. Hill. 2004. A practical field guide to weeds of rice in Asia. Los Baños. Laguna. Philippines. International Rice Research Institute. 116 p.
- Celazier, R. 1958. Cytotaxonomic notes on the subsection *Halepensis* of the genus *Sorghum*. *Bulletin of the Torrey Botanical Club*. pp. 49-62.
- Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). 1988. El coquito (*Cyperus rotundus* L.): Biología, manejo y control. Cali, Colombia. CIAT. 71 p.
- Chang, J. V. G. (2008). Cultivo de arroz sistema intensificado SICA—SRI en Ecuador. Fundación para el Desarrollo Agrícola del Ecuador. Disponible en: <http://sri.cals.cornell.edu/countries/ecuador/EcuGilLibroCultivodiArroz08.pdf> [Consultado: 21/6/2021]
- Chauhan, B.; D. Johnson. 2008. Germination ecology of goosegrass (*Eleusine indica*): an important grass weed of rainfed rice. *Weed Science* 56: 699-706.
- Chauhan, B. S. 2013. Strategies to manage weedy rice in Asia. *Crop Protection* 48: 51-56.
- Chen L.; H. Suh. 2015. Weedy rice—origin and dissemination. Yunnan Publishing Group Corporation, Yunnan Science and Technology Press, China. 234 p.
- Chifan, R.; S. Ramona; G. Ioana, G. 2019. The cyclohexanediones effect on the *Sorghum halepense* control in the sunflower agroecosystem. *Research Journal of Agricultural Science* 51(4): 262-272.
- Chin, D. V. 2001. Biology and management of barnyardgrass, red sprangletop and weedy rice. *Weed Biology and Management* 1(1): 37-41.
- Churion, P. 2015. Evaluación del banco de semilla de malezas del suelo, valor de importancia y su control químico en una finca de producción de caña de azúcar en el estado Aragua. Trabajo de Grado. Facultad de Agronomía. Universidad Central de Venezuela. 46 p.
- Clavijo, J. 1978. Dormancy mechanisms in itchgrass (*Rottboellia exaltata* L.). Dormancy mechanisms in itchgrass (*Rottboellia exaltata* L.). MSc. Thesis, Louisiana State University. 87p.
- Clayton W.; M. Vorontsova; K. Harman; H. Williamson. 2006. GrassBase - The Online World Grass Flora. Disponible: <http://www.plantsoftheworldonline.org/taxon/urn:lsid:ipni.org:names:74675-3> [Consultado: 30/6/2021].
-

- Cojulún, V. 2015. Evaluación de cinco mezclas de herbicidas para el control preemergente de caminadora (*Rottboellia cochinchinensis* L.) y Coyolillo (*Cyperus rotundus* L.) en el cultivo de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.), Finca La Flora. Doctoral dissertation. Ingeniería en Agronomía Tropical Universidad de San Carlos de Guatemala. 80 p.
- (CONABIO) Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. 2021. Malezas de México. Disponible en: <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/2inicio/home-malezas-mexico.htm>. [Consultado 10/6/2021].
- Contreras-Ramos, S.; J. Rodríguez-Campos; A. Saucedo-García; R. Cruz-Ortega; M. Macías-Rubalcava; B. Hernández-Bautista; L. Dendooven; V. Esqueda-Esquivel; A. Anaya. 2013. Mutual effects of *Rottboellia cochinchinensis* and maize grown together at different densities. *Agron. J.* 105(6): 1545-1554
- Cox, C. 1978. Red Rice Problems- A seeds man's viewpoint. In: Red Rice: Research and Control. Proceedings of a Symposium Held at Texas A&M University Agricultural. Research and Extension Center at Beaumont. pp. 7-8.
- Cruz R.; J. Cárdenas. 1974. Resumen de la investigación sobre control de coquito (*Cyperus rotundus* L.) en el Valle del Sinú, Departamento de Córdoba, Colombia. *Rev. COMALFI* (1): 3-13.
- Datta, D.; S. Saxena; S. Ghosh. 2017. Mulch and herbicide impact on weed management, nodulation and quality of soybean [*Glycine max* L. Merrill]. *Ann. Agric. Res. New Series* 38 (4): 1-5-
- Dávila, A. 2019. Evaluación del control químico del *Sorghum halepense* (L.) Pers., provenientes de rizomas y semillas recolectadas en una finca maicera del estado Portuguesa. Trabajo de Grado. Facultad de Agronomía. Universidad Central de Venezuela. Maracay. 53 p.
- De La Osa F.; A. Rosa, A.; A. Ramírez. 1988. A study of various biological aspects of *Eleusine indica* (L.) Gaertn and *Digitaria adscendens* (L.) Kunth, common species in citrus plantations. *Cultivos Tropicales* 10(1): 69-75.
- Delouche, J.; N. Burgos; D. Gealy; G., Zorrilla; R. Labrada; M. Larinde; C. Rosell. 2007. Weedy rices – Origin, biology, ecology and control. Rome, Italy: FAO Plant Production and Protection Paper. 188 p.
- Delgado, M.; A. Ortiz-Domínguez; C. Zambrano. 2008. Poblaciones de *Rottboellia cochinchinensis* (Lour.) WD Clayton con resistencia cruzada entre nicosulfuron y foramsulfuron + iodosulfuron. *Agronomía Tropical* 58(2): 175-180.
- Doll, J. 1996. Capítulo 4. Gramíneas y Cyperaceas. En: Manejo de Malezas para Países en Desarrollo. (Estudio FAO Producción y Protección Vegetal - 120). Ed R. Labrada y J.C. Caseley y C. Parker. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO).
- Doll, J.; W. Piedrahita. 1982. Effect of glyphosate on the sprouting of *Cyperus rotundus* L. tubers. *Weed Res.* 22: 123-128.
- Edenfeld, M.; B. Brecke; D. Colvin; J. Dusky; D. Shilling. 2005. Purple nutsedge (*Cyperus rotundus*) control with glyphosate in soybean and cotton. *Weed Technology* 19: 947-953.

- Esau, K. 1965. Vascular differentiation in plants. Ed. Holt, Rinehart & Winston: Flared Boards. New York. 160 p.
- Famoso, A.; D. Harrell; D. Groth; E. Webster; J. Oard; R. Zaunbrecher; S. Linscombe. 2019. Registration of 'PVL01' Rice. *Journal of Plant Registrations*, 13(3): 330-333.
- Ferrero, A. 2003. Arroz-maleza, características biológicas y control - IN: Manejo de malezas para países en desarrollo Addendum I. Ed. Ricardo Labrada. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO). 34 p.
- Ferrero, A.; F. Vidotto; P. Balsari; G. Airoidi. 1999. Mechanical and chemical control of red rice (*Oryza sativa* L. var. *sylvatica*) in rice (*Oryza sativa* L.) pre-planting. *Crop Protection* 18: 245-251.
- Fischer, A. 1999. Problems and opportunities for managing red rice in Latin America. In: Report of the global workshop on red rice control. 30 August-3 September, Varadero, Cuba. pp 77-85.
- Fisher, H.; R. Menéndez; L. Daley; D. Robb-Spencer; G. Crabtree. 1987. Biochemical characterization of itchgrass (*Rottboellia exaltata*) biotypes. *Weed Sci.* 35: 333-338.
- Fogliatto, S.; A. Ferrero; F. Vidotto. 2020. How can weedy rice stand against abiotic stresses? A review. *Agronomy* 10(9): 1284.
- Fuller, D.; Y. Sato; C. Castillo; I. Qin; A. Weisskopf; E. Kingwell-Banham; J. Van Etten, J. 2010. Consilience of genetics and archaeobotany in the entangled history of rice. *Archaeological and Anthropological Sciences* 2(2): 115-131.
- Gao, P.; Z. Zhang; G. Sun; H. Yu; S. Qiang. 2018. The within-field and between-field dispersal of weedy rice by combine harvesters. *Agronomy for Sustainable Development* 38(6): 55.
- Grant, W. 1959. Cytogenetic studies in *Amaranthus*. II. Natural interspecific hybridization between *Amaranthus dubius* and *A. spinosus*. *Canadian Journal of Botany* 37: 1063-1070.
- Grichar, W. J. 1994. Spiny amaranth (*Amaranthus spinosus* L.) control in peanut (*Arachis hypogaea* L.). *Weed technology*, 199-202.
- Grubben, G. 2004. *Amaranthus dubius* Mart. ex Thell. PROTA 2 Disponible en: <https://www.prota4u.org/database/protav8.asp?g=pe&p=Amaranthus+dubius+Mart.+ex+Thell.> [Consultado: 29/06/2021]
- Hamada, A.; W. Koch; A. Hamdoun; M. Kunisch; J. Sauerborn. 1993. Effect of temperature, light, and simulated drought on the germination of some weed species from the Sudan. *Angew. Bot.* 7: 52-55.
- Hawton, D.; D. Drennan. 1980. Studies on the longevity and germination of seed of *Eleusine indica* and *Crotalaria gorensis*. *Weed Research* 20(4): 217-223.
- Heap, I. 2021. The International Herbicide-Resistant Weed Database. Online. Disponible en: www.weedscience.org [Consultado: 25/06/2021]

- Hierro, J.; R. Callaway. 2003. Allelopathy and exotic plant invasion. *Plant Soil*, 256: 29-39
- Hiremath, S.; M. Chennaveeraiah. 1982. Cytogenetical studies in wild and cultivated species of Eleusine (Gramineae). *Caryologia* 35(1): 57-69.
- Hokche, O.; O. Huber; P. Berry. 2008. Nuevo catálogo de la flora vascular de Venezuela. Caracas, Venezuela: Fundación Instituto Botánico de Venezuela. 833 p.
- Holm, L.; D. Plucknett; J. Pancho; P. Herberger. 1991. *The World's Worst Weeds: Distribution and Biology*. Malabar, FL: The University Press of Hawaii. 609 p.
- Holm, L.; J. Pancho; J. Herberger; D. Plucknett. 1979. *A Geographical Atlas of World Weeds*. Wiley-Interscience Publ., New York, NY. 391 p.
- Holm, L.; J. Doll; H. Holm; J. Pancho; J. Herberger. 1997. *World Weeds: Natural Histories and Distribution*. Nueva York. Estados Unidos: John Wiley & Sons Inc. 1152 p.
- Holm, L.; J. Pancho; J. Herberger; D. Plucknett. 1979. *A Geographical Atlas of World Weeds*. John Wiley and Sons, New York. 391 p.
- Horowitz, M. 1972. Early development of Johnsongrass. *Weed Science* 20 (3). 271-273.
- Horowitz, M.; T. Friedman. 1971. Biological activity of subterranean residues of *Cynodon dactylon* L., *Sorghum halepense* L. and *Cyperus rotundus* L. *Weed Res.*, 11: 88-93.
- Hoshikawa, K. 1989. *The growing rice plant, an anatomic monograph*. Nobunkyo Press. Tokio. 310 p.
- Hotche O.; P. Berry; O. Huber. 2008. *Nuevo Catálogo de la Flora Vascular de Venezuela*. Fundación Instituto Botánico de Venezuela Dr. Tobías Lasser, Caracas, Venezuela. 859 p.
- Hoyos, V., G. Plaza; L. Caicedo. 2017. Diversidad genética del arroz maleza colombiano. In: M. Royuela; A. Zabalza (Eds): XVI Congreso de la Sociedad Española de Malherbología: actas. Pamplona-Iruña. Universidad Pública de Navarra Nafarroako Unibertsitate Publikoa. pp 97-100.
- Hoyos, V.; G. Plaza; X. Li; A. Caicedo. 2020. Something old, something new: Evolution of Colombian weedy rice (*Oryza* spp.) through de novo domestication, exotic gene flow, and hybridization. *Evolutionary Applications*, 13(8): 1968-1983.
- INSAI (Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral). 2021. Epidemiología y de la Vigilancia Fitosanitaria. Disponible en: http://www.insai.gob.ve/?page_id=1488. [Consultado: 10/7/2021].
- Ionescu, N.; A. Perianu; A. Popescu; A.; N. Sarpe; C. Roibu. 1996. Weed control in corn and soybean crops by mechanical and manual management practices. In *Proceedings of the X Colloque International Sur la Biologie Des Mauvaises Herbes*, Dijon, France pp. 359-365.
- Iqbal, J.; Z. Cheema; M. An, 2007. Intercropping of field crops in cotton for the management of purple nutsedge (*Cyperus rotundus* L.). *Plant Soil* 300: 163-171.

- Kanapeckas, K., T. Tseng; C. Vigueira; A. Ortiz; W. Bridges; N. Burgos; A. Fischer; A. LawtonRauh. 2018. Contrasting patterns of variation in weedy traits and unique crop features in divergent populations of US weedy rice (*Oryza sativa* sp.) in Arkansas and California. *Pest management science* 74(6): 1404-1415.
- Karkanis, A.; D. Athanasiadou; K. Giannoulis; K. Karanasou; S. Zografos; S. Souipas; D. Bartzialis; N. Danalatos. 2020. Johnsongrass (*Sorghum halepense* (L.) Pers.) Interference, Control and Recovery under Different Management Practices and its Effects on the Grain Yield and Quality of Maize Crop. *Agronomy* 10(2): 266.
- Karlen, D.; G. Varvel; D. Bullock; R. Cruse. 1994. Crop Rotations for the 21st Century. *Adv. Agron.* 53: 1-45.
- Karn, E.; T. De Leon; L. Espino; K. Al-Khatib; W. Brim-DeForest. 2020. Phenotypic Diversity of Weedy Rice (*Oryza sativa* f. *spontanea*) Biotypes Found in California and Implications for Management. *Weed Science* 68(5): 485-495.
- Khumto, S.; T. Sreethong; T. Pusadee; B. Rerkasem; S. Jamjod. 2018. Variation of floral traits in Thai rice germplasm (*Oryza sativa*). *Genetic resources and crop evolution* 65(4): 1123-1132.
- Kissmann, K.; D. Groth, 1997. Plantas Infestantes e Nocivas. BASF Brasileira. 2a Edicion. Tomo III, Brasil. 655 p.
- Labrada, R. 1996. *Rottboellia cochinchinensis* (Lour.) Clayton. Capítulo 4. Gramíneas y ciperáceas. Manejo de Malezas para Países en Desarrollo. (Estudio FAO Producción y Protección Vegetal - 120. En: Labrada, R; J. Caseley y C. Parker. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. 127 p.
- Laughlin, D. 2016. Environmental and Developmental Aspects of Sorghum Downy Mildew with Particular Emphasis on Oospores. Doctoral dissertation. Texas A&M University. Texas. EUA. 83 p.
- Lee L.; J. Ngim. 2000. A first report of glyphosate resistant goosegrass [*Eleusine indica* (L.) Gaertn] in Malaysia. *Pest Manag Sci* 56: 336–339.
- Leguizamón, E. 2003. Biología poblacional de Sorgo de Alepo [*Sorghum halepense* L. Pers.] estrategias complementarias y efectos del sistema de manejo. Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Rosario. 135 p
- Leguizamón, E. 2019. *Sorghum halepense* L. Pers. (sorgo de alepo): Base de conocimientos para su manejo en sistemas de producción. Disponible en: https://www.manualfitosanitario.com/InfoNews/Ficha_Sorgo_alepo.pdf [Consultado: 21/6/2021].
- Lolas, P.; H. Coble. 1980. Johnsongrass (*Sorghum halepense*) growth characteristics as related to rhizome length. *Weed Research* 20(4): 205-210.
- López, J. 2015. Anatomía de plantas cultivadas. Universidad Autónoma del estado de México. Facultad de Ciencias Agrícolas. Unidad de aprendizaje. 286 p.
- Lorenzi, H.; L. Jeffery. 1987. Weeds of the United States and their control. New York, USA. Van Nostrand Reinhold Co. Ltd., 355 p.

- Lugo, M.; C. Ortiz; E. Rosa-Marquez. 2000. *Amaranthus dubius* interference in Sweetpotato. *HortScience* 35(3): 392-393.
- Ma X.; H. Wu; W. Jiang; Y. Ma; Y. Ma. 2015. Goosegrass (*Eleusine indica*) density effects on cotton (*Gossypium hirsutum*). *Integr Agric* 14: 1778-1785.
- Malaguti, G. 2000. Enfermedades del maíz en Venezuela. In H. Fontana y C. González (eds.). Maíz en Venezuela. Fundación Polar, Caracas, Venezuela. pp. 363-405.
- Marzocca, A. 1993. Manual de malezas. 4ta edición. Buenos Aires (Argentina): Hemisferio Sur. 684 p.
- Masin, R.; M. Zuin; S. Otto; G. Zanin. 2006. Seed longevity and dormancy of four summer annual grass weeds in turf. *Weed Research* 46(5): 362-370.
- McCullough, P.; J. Yu; P. Raymer; Z. Chen. 2016. First report of ACCase resistant goosegrass (*Eleusine indica*) in the United States. *Weed Science* 64: 399-408.
- McElroy, J.; W. Head; G. Wehtje; D. Spak. 2017. Identification of goosegrass (*Eleusine indica*) biotypes resistant to preemergence-applied oxadiazon. *Weed Technology* 31: 675-681
- McWhorter, C. 1971. Introduction and spread of Johnsongrass in the United States. *Weed Science*. 19: 496.
- McWhorter, C.; E. Hartwig. 1965. Effectiveness in relation to herbicides in controlling Johnson grass for soybean production. *Agronomy Journal* 57(4): 385-389.
- Meksawat, S.; T. Pornprom. 2010. Allelopathic effect of itchgrass (*Rottboellia cochinchinensis*) on seed germination and plant growth. *Weed Biology and management* 10(1): 16-24.
- Mercado, B. 1979. Monograph on *Cyperus rotundus* L. *Biotrop. Bull.* 15: 1-63
- Mercado, B. L. 1978. Biology, problems and control of *Rottboellia exaltata* L. f. *Biotrop Bulletin*. No. 14: 5-38.
- Metzger, B. 2019. Evaluation of Tolpyralate for Weed Management in Field Corn (*Zea mays* L.) Doctoral dissertation. University of Guelph. Ontario, Canada. 238 p.
- Millhollon, R.; D. Burner. 1993. Itchgrass (*Rottboellia cochinchinensis*) biotypes in world populations. *Weed Science* 41(3): 379-387.
- Mitskas, M.; C. Tsohis; I. Eleftherohorinos; C. Damalas. 2003. Interference between corn and Johnson grass (*Sorghum halepense*) from seed or rhizomes. *Weed Science* 51(4): 540-545.
- Moldenhauer, K.; J. Gibbons. 2003. Chapter 2.1: Rice Morphology and Development Rice morphology and development. In: Wayne Smith, C.; R. Dilday (Eds) *Rice: Origin, History, Technology, and Production*. John Wiley & Sons, Inc.: Hoboken, New Jersey. pp. 103-127.
- Molin, W.; R. Kronfol; J. Ray; B. Scheffler; C. Bryson. 2019. Genetic Diversity among Geographically Separated *Cyperus rotundus* Accessions Based on RAPD Markers and Morphological Characteristics. *American Journal of Plant Sciences* 10(11): 2034.

- Monaghan, N. 1979. The biology of Johnson grass (*Sorghum halepense*). *Weed Research* 19(4): 261-267.
- Moreno, P.; C. Caetano; E. Torres; C. Olaya. 2012. Estudio citogenético en *Luziola peruviana* Juss. Ex JF Gmel y sus híbridos intergenéricos con arroz (*Oryza sativa* L.). *Acta Agronómica*, 61(5): 54-56.
- Morros, M.; B. Trujillo; M. Ponce. 1990. Descripción del género *Amaranthus* L., con tres nuevos registros para Venezuela y consiguiente clave para las especies. *Ernstia* 58-59-60: 45-51.
- Mosyakin, S.; K. Robertson. 1996. New infrageneric taxa and combinations in *Amaranthus* (*Amaranthaceae*). *Ann. Bot. Fennici* (33): 275-281.
- Mudge, L.; B. Gossett; T. Murphy. 1984. Resistance of goosegrass (*Eleusine indica*) to dinitroaniline herbicides. *Weed Science* 32: 591-594.
- Muñoz, G.; G. Giraldo; J. Fernández. 1993. Descriptores varietales: arroz, frijón, maíz, sorgo. Cali, Co: Centro Internacional de Agricultura Tropical. 174 p.
- Naidu, V. 2012. Hand Book on Weed Identification. Directorate of Weed Science Research. Jabalpur, India 354 p.
- Nalewaja, J. 1999. Cultural practices for weed resistance management. *Weed Technol.* 1999, 13: 643-646.
- Neeser, C.; R. Aguero; C. Swanton. 1997. Survival and dormancy of purple nutsedge (*Cyperus rotundus*) tubers. *Weed Science* 45: 784-790.
- Nóbrega Jr, J.; F. Riet-Correa; R. Medeiros.; A. Dantas. 2006. Intoxicação por *Sorghum halepense* (*Poaceae*) em bovinos no semi-árido. *Pesquisa Veterinária Brasileira* 26(4): 201-204.
- Odero, D.; R. Rice; L. Baucum. 2020. Biology and Control of Goosegrass in Sugarcane. SS-AGR-367. Gainesville: University of Florida Institute of Food and Agricultural Sciences. Disponible en: <https://edis.ifas.ufl.edu/sc096> [Consultado: 23/06/2021].
- Olsen, K.; A. Caicedo; Y. Jia. 2007. Evolutionary genomics of weedy rice in the EUA. *Journal of Integrative Plant Biology* 49(6): 811-816.
- Ortiz, A.; L. López; J. Lizaso. 2000. Comparación de algunos componentes del rendimiento, latencia de las semillas y dimensiones de los granos entre poblaciones de arroz rojo y variedades de arroz (*Oryza sativa* L.) en Venezuela. *Rev. Fac. Agron.* 26: 15-25.
- Ortiz, A.; L. Martínez; Y. Quintana; P. Pérez; A. Fischer. 2014. Resistencia de la Paja Johnson [*Sorghum halepense* (L.) Pers.] A los herbicidas nicosulfuron y foramsulfuron + iodosulfuron en Venezuela. *Bioagro* 26(2): 71-78.
- Ortiz-Domínguez, A.; A. Pérez; J. Ochoa; J. Lazo. 2007. Caracterización del arroz rojo proveniente de lotes de semilla de arroz parte I. *Agronomía Tropical* 57(3): 147-156.
- Oyer, E.; G. Gries; B. Rogers. 1959. The seasonal reproduction of Johnson grass plants. *Weeds* 7(13): 10-23.

- Pacheco, J.; L. Pérez. 1989. Malezas de Venezuela. Aspectos botánicos, ecológicos y formas de combate. San Cristóbal, Venezuela. 344 p.
- Pál, R. 2004. Invasive plants threaten segetal weed vegetation of south Hungary. *Weed Technol.* 18:1314–1318.
- Palmer, J. 2009. A conspectus of the genus *Amaranthus* (*Amaranthaceae*) in Australia. *Nuytsia*, 19(1): 107-128.
- Parker, C. 2019. Crop Protection Compendium. Disponible en: <https://www.cabi.org/isc/> [Consultado: 30/6/ 2021].
- Paterson, A.; W. Kong; R. Johnston; P. Nabukalu; G. Wu; W. Poehlman; V. Goff; K. Isaacs; T. Lee; H. Guo H.; D., Zhang; U. Sezen; M. Kennedy; D. Bauer; F. Feltus; E. Weltzien; H. Rattunde; J. Barney; K. Barry; T. Cox; M. Scanlon. 2020. The evolution of an invasive plant, *Sorghum halepense* L. ('Johnsongrass'). *Frontiers in Genetics* 11: 317.
- Paul, R.; C. Elmore. 1984. Weeds and the C4 syndrome. *Weeds Today* 15(1): 3-4.
- Peerzada, A. 2017. Biology, agricultural impact, and management of *Cyperus rotundus* L.: the world's most tenacious weed. *Acta Physiol Plant* 39(12): 270.
- Peerzada, A.; H. Ali; Z. Hanif; A. Bajwa; L. Kebaso; D. Frimpong; N. Ibbal; H. Namubiru; S. Hashim; G. Rasool; S. Manalil; A. Meulen; B. Chauhan. 2017. Eco-biology, impact, and management of *Sorghum halepense* (L.) Pers. *biological Invasions*: 1-19.
- Peralta, E. 2010. Caracterización del arroz maleza (*Oryza sativa* L.) proveniente de lotes de semillas certificadas por el SENASEM (Servicio Nacional de certificación de semillas del INIA) en Calabozo – estado Guárico. Ciclo 2007 – 2008. Facultad de Agronomía. Universidad Central de Venezuela. Maracay. 72 p.
- Pérez, P.; A. Ortiz; Y. Quintana; S. Torres; L. López; A. Anzalone; A. Fischer. 2013. Resistencia de la accesión OS22G de arroz maleza/rojo (*Oryza sativa* L.), a imazapir + imazetapir. Congreso SOVECOM. Acarigua-Portuguesa. 6 p.
- Pitty, A.; R. Muñoz. 1993. Guía práctica para el manejo de malezas. Editorial Zamora. Honduras. 222 p.
- Pl@ntnet. 2021. Riceweeds es - Cyperaceae - *Cyperus rotundus* L. Disponible en: http://publish.plantnet-project.org/project/riceweeds_es/collection/collection/information/details/CYPRO [Consultado: 25/06/2021].
- Plantwise. 2016. Eleusine indica. Hojas volantes para agricultores. Edited by participants from Malawi and Uganda at a workshop in Nairobi. CABI. Disponible en: <https://www.plantwise.org/KnowledgeBank/FactsheetAdmin/Uploads/PDFs/20177800518.pdf>. [Consultado: 28/6/ 2021].
- Prathepha, P. 2009. Seed morphological traits and genotypic diversity of weedy rice (*Oryza sativa f. spontanea*) populations found in the Thai Hom Mali rice fields of north-eastern Thailand. *Weed Biol Manag* 9: 1-9

- Radosevich, S.; J. Holt; C. Ghera. 2007. Ecology of weeds and invasive plants: relationship to agriculture and natural resource management. John Wiley & Sons. 472 p.
- Rache, G.; J. Lezaun; M. Esparza. 2009. Herbicidas en maíz. Navarra Agraria. 18 p .
- Ramesh, K.; A. Rao; B. Chauhan. 2016. Role of crop competition in managing weeds in rice, wheat, and maize in India: A review. *Crop Prot.* 95: 14-21
- Randall, R. 2012. A Global Compendium of Weeds. Second Edition. Department of Agriculture and Food, Western Australia. 1124 p.
- Rasmussen, K. 2000. Can slurry injection improve the selectivity of weed harrowing in cereals? In Proceedings of the 4th Workshop of the EWRS Working Group on Physical and Cultural Weed Control, Elspeet, The Netherlands. pp. 33-34.
- Reagon, M.; C. Thurber; B. Gross; K. Olsen; Y. Jia; A. Caicedo. 2010. Genomic patterns of nucleotide diversity in divergent populations of US weedy rice. *BMC Evolutionary Biology* 10(1): 1-16.
- Rogers, H.; G. Runion; S. Prior; A. Price; H. Torbert; D. Gjerstad. 2008. Effects of elevated atmospheric CO₂ on invasive plants: comparison of purple and yellow nutsedge (*Cyperus rotundus* L. and *C. esculentus* L.). *Journal of environmental quality* 37(2): 395-400.
- Roma-Burgos, N.; M. San Sudo; K. Olsen; I. Werle; B. Song. 2021. Weedy Rice (*Oryza* spp.): What's In a Name? *Weed Science* 1-36.
- Rout, M.; T. Chrzanowski; W. Smith; L. Gough. 2013. Ecological impacts of the invasive grass *Sorghum halepense* on native tallgrass prairie. *Biol. Invasions* 15: 327-339.
- Santos, B.; J. Morales-Payan; W. Stall; T. Bewick; D. Shilling. 1997. Effect of shading on the growth of nutsedges (*Cyperus* spp.). *Weed Science* 45: 670-673.
- Saw, K. 2011. Morphological and Microscopical characters of *Eleusine indica* (L.) Gaertn. *Universities Res J*, 4(1): 225-244
- Seng, C.; L. Van-Lun; C. San; I. Sahid. 2010. Initial report of glufosinate and paraquat multiple resistance that evolved in a biotype of goosegrass (*Eleusine indica*) in Malaysia. *Weed Biology and Management* 10(4): 229-233.
- SAG (Servicio Agrícola y Ganadero). 2000. Malezas cuarentenarias- Guía de reconocimiento. Departamento Protección Agrícola Proyecto Vigilancia Fitosanitaria. Gobierno de Chile. 54 p.
- Standard Evaluation System for Rice (SESR). 2002. International Rice Research Institute (IRRI). Disponible en <http://www.knowledgebank.irri.org/images/docs/rice-standard-evaluation-system.pdf> (Consultado: 26 /11/2020)
- Sezen, U.; J. Barney; D. Atwater; G. Pederson; J. Pedersen; J. Chandler; S. Cox; S., Cox; P. Dotray; D. Kopec; S. Smith; J. Schroeder; S. Wright; Y. Jiao; W. Kong; V. Goff; S. Auckland; L. Rainville; G. Pierce; C. Lemke; R. Compton; C Phillips; A. Kerr; M. Mettler; A. Paterson. 2016. Multi-phase US spread and habitat expansion of a post-columbian invasive *Sorghum halepense*. *PLoS One* 11:e01644584. doi: 10.1371/journal.pone.0164584

- Shang, C. 2006. Occurrence and prevention of purple nutsedge (*Cyperus rotundus*). *Anhui Agricultural Science Bulletin* 12:79.
- Shrestha, S., G. Sharma; N. Burgos; T. Tseng. 2019. Response of weedy rice (*Oryza* spp.) germplasm from Arkansas to glyphosate, glufosinate, and flumioxazin. *Weed Science* 67(3): 303-310.
- Singh, S.; M. Singh. 2009. Effect of temperature, light and pH on germination of twelve weed species. *Indian J. Weed Science* 41: 113–126.
- Sonnier, E. 1978. Cultural control of red rice. Pages 10-15 in EF Eastin, ed. *Red Rice: Research and Control*. Texas Agric. Exp. Stn. Bull. B-1270.
- Spaunhorst, D. 2020. Influence of establishment timing on growth and fecundity of two itchgrass (*Rottboellia cochinchinensis*) biotypes grown in Louisiana. *Weed Science* 68(4): 418-425.
- Steed, S.; C. Marble; N. Boyd; A. MacRae; K. Fnu, K. 2017. Biology and management of goosegrass [*Eleusine indica* (L.) Gaertn.] in ornamental plant production. *EDIS* (1): 6-6.
- Strahan, R.; J. Griffin; D. Jordan, D. Miller. 2000. Interference between *Rottboellia cochinchinensis* and *Zea mays*. *Weed Science* 48: 205-211.
- Suh, H. 2008. Weedy rice. Wild Crop Germplasm Bank, Yeungnam University. 240p.
- Tan, S.; R. Evans; M. Dahmer; B. Singh; D. Shaner. 2005. Imidazolinone-tolerant crops: history, current status and future. *Pest Manag. Sci.* 61: 246–257.
- Tascón, E.; A. Fischer. 1997. Malezas específicas y guía de manejo. In: A. Pantoja, A. Fischer, F. Correa-Victoria, L. R. Sanint, and A. Ramirez (eds.). *Manejo Integrado de Plagas en Arroz*, Centro Internacional de Agricultura Tropical. pp. 99-116.
- Thomas, P.; J. Allison. 1975. Seed dormancy and germination in *Rottboellia exaltata*. *J. Agric. Sci. Cambridge* 85: 129-134.
- Tiberio, Y. 2013. Distribución espacial y caracterización in situ de los diferentes morfotipos de arroz maleza en Venezuela. Trabajo de Grado. Facultad de Agronomía. Universidad Central de Venezuela. Maracay. 71 p.
- Torma, M.; E. Bereczki-Kovács. 2004. Study of the allelopathic effect of *Cirsium arvense* (L.) Scop and *Sorghum halepense* (L.) Pers. *Magyar Gyomkutatás és Technológia* 5:35–41.
- Torma, M.; G. Kazinczi; L. Hódi; 2006. Postemergence herbicide treatments in maize against difficult to control weeds in Hungary. *J. Plant Dis. Prot.* 20: 781-786
- Torres, H. 2012. Diagnóstico de malezas en granos importados, en el Puerto Internacional de Puerto Cabello. Trabajo de Grado. Facultad de Agronomía. Universidad Central de Venezuela. Maracay. 68 p.
- Travlos, I.; P.Kanatas; H. Rapti; P. Papastylianou; V. Hatziagapi. 2019. Herbicide resistance of weeds in olive groves and crucial points of integrated weed management. In *Proceedings of the 20th Conference of Weed Science Society of Greece, Agrinio, Greece*. pp. 92-93.

- Travlos, I.; A. Tataridas; P. Kanatas; I. Kakabouki; P. Papastylianou. 2020. Weed management in soybean with a special focus on the control of purple nutsedge (*Cyperus rotundus*). *Agron. Res* 18: 1-8.
- Travlos, I.; A. Tataridas; P. Kanatas; I. Kakabouki; P. Papastylianou. 2020. Weed management in soybean with a special focus on the control of purple nutsedge (*Cyperus rotundus*). *Agron. Res.* 18: 1-8.
- Travlos, I.; J. Montull; G. Kukorelli; G. Malidza; M. Dogan; N. Cheimona, N. Antonopoulos; P. Kanatas; S. Zannopoulos; G. Peteinatos. 2019. Key aspects on the biology, ecology and impacts of Johnsongrass [*Sorghum halepense* (L.) Pers] and the role of glyphosate and non-chemical alternative practices for the management of this weed in Europe. *Agronomy* 9(11): 717.
- Thullen, R.; P. Keeley. 1979. Seed production and germination in *Cyperus esculentus* and *C. rotundus*. *Weed Science* 27: 502–505.
- Tuor, F.; R. Froud-Williams, 2002. Interaction between purple nutsedge, maize and soybean. *Intl. J. Pest Manage* 48: 65-71
- University California –Cooperative Extension (UCCE). 2017. Prevent and eliminate the infestation of weedy rice. Disponible en: <https://caweedyrice.com/> [Consultado: 16/11/2020].
- Uremis, I.; F. Uygur. 1999. Minimum, optimum and maximum germination temperatures of some important weed species in the Cukurova Region of Turkey. *Turkiye Herboloji Dergisi* 2:1-12.
- Uremis, I.; F. Uygur. 1999. Minimum, optimum and maximum germination temperatures of some important weed species in the Cukurova Region of Turkey. *Turkiye Herboloji Dergisi* 2: 1-12.
- Uremis, I.; M. Arslan; A. Uludag; M. Sangun. 2009. Allelopathic potentials of residues of 6 brassica species on johnsongrass [*Sorghum halepense* (L.) Pers.]. *Afr. J. Biotechnol.* 8: 3497-3501
- USDA-NRCS. 2021. The Plants Database. National Plant Data Team, Greensboro, NC USA. Disponible en: <http://plants.usda.gov> [Consultado: 24/6/2021].
- Usui, K.; F. Deng; A. Nagao; I. Shim. 2001. Differential glutathione Stransferase isozyme activities in rice and early watergrass seedlings. *Weed Biology and Management* 1(2): 128-132.
- Uztarroz, D. 2013. Manejo de *Eleusine indica* (pata de ganso) resistente a glifosato. Disponible en: <https://www.aapresid.org.ar/rem/manejo-de-eleusine-indica-pata-de-ganso-resistente-a-glifosato/> [Consultado: 2/6/2021].
- Uztarroz, D. 2016. Control de *Eleusine indica* y *Digitaria sanguinalis* con herbicidas postemergentes selectivos para maíz. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Disponible: <https://inta.gob.ar/documentos/control-de-eleusine-indica-y-digitaria-sanguinalis-con-herbicidas-postemergentes-selectivos-para-maiz> [Consultado: 17/6/2021].
- Valverde, B. 2004. Progresos en el manejo de *Rottboellia cochinchinensis*. En Manejo de malezas para países en desarrollo Addendum I. In: Labrada, R. (Ed). Estudio Fao Producción y Protección Vegetal 120. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO).

- Valverde, B.; A. Merayo; R. Reeder; C. Riches. 1999. Integrated management of itchgrass (*Rottboellia cochinchinensis*) in maize in seasonally dry Central America: Facts and perspectives. Proc. Brighton Crop Protection Conference - Weeds, Brighton, Reino Unido, pp. 131-140.
- Vasilakoglou, I.; K. Dhima; I. Eleftherohorinos. 2005. Allelopathic potential of bermudagrass, johnsongrass, and their interference with cotton and corn. *Agron. J.* 97: 303-313.
- Vaughan, D. 1994: The wild relatives of rice, a genetic resources handbook. International Rice Research Institute, Los Banos, Philippines, 137 pp.
- Wang, C.; L. Guo; Y. Li; Z. Wang. 2012. Systematic comparison of C3 and C4 plants based on metabolic network analysis. *BMC Syst. Biol.* 6:S9
- Warwick, S.; L. Black. 1983. The Biology of Canadian Weeds: 61. *Sorghum halepense* (L.) PERS. *Can. J. Plant Sci.* 63: 997-1014.
- Webster, T.; T. Grey; J. Davis; A. Culpepper. 2008. Glyphosate hinders purple nutsedge (*Cyperus rotundus*) and yellow nutsedge (*Cyperus esculentus*) tuber production. *Weed Science* 56(5): 735-742.
- Wei, X.; X. Huang. 2019. Origin, taxonomy, and phylogenetics of rice. In *Rice* (pp. 1-29). AACC International Press. 29 p.
- Wills, G.; G. Briscoe. 1970. Anatomy of purple nutsedge. *Weed Science* 18: 631-635.
- World Flora Online Consortium (WFO). 2021. Eleusine indica (L.) Gaertn. Disponible en: <http://www.worldfloraonline.org/taxon/wfo-0000865718>. [Consultado: 30/6/ 2021].
- Yahaya, A., M. Al Rwahnih; D. Dangora; P. Gregg; M. Alegbejo; P. Lava-Kumar; O. Alabi. 2017. First report of maize yellow mosaic virus infecting sugarcane (*saccharum* spp.) and itch grass (*Rottboellia cochinchinensis*) in Nigeria. *Plant Disease*, 101(7), 1335-1335.
- Yong, Y.; G. Dykes; S. Lee; W. Choo. 2019. Biofilm inhibiting activity of betacyanins from red pitahaya (*Hylocereus polyrhizus*) and red spinach (*Amaranthus dubius*) against *Staphylococcus aureus* and *Pseudomonas aeruginosa* biofilms. *Journal of applied microbiology* 126(1): 68-78.
- Zandstra, B.; C. Teo; R. Nishimoto. 1974. Response of purple nutsedge to repeated applications of glyphosate. *Weed Science* 22: 230-232.
- Zelaya, I. 2019. Fisiología vegetal y modo de acción de los herbicidas. Memorias Técnicas del PCCMCA 2019. IICA. Minicursos. Honduras. <http://apps.iica.int/pccmca/recursos.html>
- Zhang, J., L. Zheng; O. Jäck; D. Yan; Z. Zhang; R. Gerhards; H. Ni. 2013. Efficacy of four post-emergence herbicides applied at reduced doses on weeds in summer maize (*Zea mays* L.) fields in North China Plain. *Crop Protection* 52: 26-32.
- Zhang, L., W. Dai; C. Wu; X. Song; S. Qiang. 2012. Genetic diversity and origin of japonica-and indica-like rice biotypes of weedy rice in the Guangdong and Liaoning provinces of China. *Genetic Resources and Crop Evolution* 59(3): 399-410.

Bacterias causantes de enfermedades en cultivos de interés agrícola en Venezuela

Yonis Hernández

Laboratorio de Bacterias Fitopatógenas. Instituto de Botánica Agrícola. Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela, Apdo. 4579, Maracay 2101, Aragua, Venezuela.

RESUMEN

Las bacterias fitopatógenas y las enfermedades de las plantas causadas por ellas son de gran importancia, ya que pueden originar enormes pérdidas económicas. Muchas de estas bacterias están extendidas por todo el mundo y constituyen un problema ya que la mayoría son difíciles de controlar, debido a la ausencia de productos químicos eficaces para este tipo de patógenos y, los antibióticos que son efectivos contra muchas de ellas, también se utilizan para el control de bacterias que afectan a humanos y animales, por lo tanto, su uso en la agricultura en muchos países no está permitido o está muy restringido por el riesgo de transferencia de resistencia en esas bacterias. En Venezuela se han identificado diferentes patógenos bacterianos entre los que se consideran los más problemáticos por el daño que causan y por su distribución a *Ralstonia solanacearum*, bacteria con un amplio rango de hospedantes y de difícil control, se incluye también a *Pectobacterium carotovorum*, *P. atrosepticum* y *Dickeya chrysanthemi* causantes de pudriciones blandas y que afectan a numerosas especies vegetales, *Candidatus Liberibacter asiaticus* bacteria que prácticamente está destruyendo las principales plantaciones de cítricos en el país, *Xanthomonas phaseoli* pv. *phaseoli* y *X. phaseoli* pv. *manihotis*, patógenos de caraota (*Phaseolus vulgaris*) y yuca (*Manihot esculenta*) respectivamente que por su incidencia y severidad son causa de bajos rendimientos en campos de producción. En este trabajo se señalan aspectos sobre la ubicación taxonómica, síntomas que producen, epidemiología, distribución, manejo para su control de bacterias causantes de enfermedades en cultivos de importancia agrícola.

Palabras clave: Enfermedades bacterianas, *Pectobacterium* spp., *Dickeya chrysanthemi*, *Ralstonia solanacearum*, *Xanthomonas phaseoli*

*Autor de correspondencia: Yonis Hernández

E-mail: yonisbact@gmail.com

Disease-causing bacteria in crops of agricultural interest in Venezuela

ABSTRACT

Plant pathogenic bacteria and the plant diseases caused by them are of great importance, as they can cause enormous economic losses. Many of these bacteria are widespread throughout the world and constitute a problem since most of them are difficult to control, due to the absence of effective chemical products for this type of pathogens and, the antibiotics that are effective against many of them, are also used for the control of bacteria that affect humans and animals, therefore, their use in agriculture in many countries is not allowed or is very restricted due to the risk of transfer of resistance in these bacteria. In Venezuela, different bacterial pathogens have been identified, among which *Ralstonia solanacearum*, a bacterium with a wide range of hosts and difficult to control, is considered the most problematic because of the damage it causes and its distribution, and also includes *Pectobacterium carotovorum*, *P. atrosepticum* and *Dickeya chrysanthemi*, which cause soft rots and affect numerous plant species, *Candidatus Liberibacter asiaticus*, a bacterium that is practically destroying the main citrus plantations in the country, *Xanthomonas phaseoli* pv. *phaseoli* and *X. phaseoli* pv. *manihotis*, pathogens of caraota (*Phaseolus vulgaris*) and yuca (*Manihot esculenta*), respectively, which due to their incidence and severity are the cause of low yields in production fields. In this work, aspects on the taxonomic location, symptoms produced, epidemiology, distribution, and management for their control of disease-causing bacteria in crops of agricultural importance are pointed out.

Key words: Bacterial diseases, *Pectobacterium* spp., *Dickeya chrysanthemi*, *Ralstonia solanacearum*, *Xanthomonas phaseoli*.

INTRODUCCIÓN

Dos clases de bacterias ocasionan enfermedades en las plantas: las bacterias que tienen membrana celular y una pared celular rígida y, con frecuencia, uno o más flagelos, y los mollicutes, llamados fitoplasmas y espiroplasmas, los cuales carecen de pared celular y sólo poseen una membrana unitaria típica. Las bacterias con pared celular se han conocido desde 1882; son el grupo más grande, causan varios síntomas de enfermedad en las plantas y las que mejor se conocen (Agrios, 2005; Thind, 2019).

El estudio de las bacterias fitopatógenas y las enfermedades de las plantas causadas por ellas es de suma importancia, ya que pueden originar enormes pérdidas económicas y están extendidas por todo el mundo. Algunas de estas enfermedades como la marchitez bacteriana de las solanáceas, pudrición blanda de hortalizas y frutas, agallas de la corona, cancro de los cítricos, huanglongbing, fuego bacteriano de los árboles frutales de hueso y tizón bacteriano del arroz, son de importancia mundial (Agrios, 2005; Mansfield *et al.*, 2012)

Thind (2019), señala que no se dispone de datos suficientes sobre pérdidas debidas a enfermedades de las plantas provocadas por bacterias, ya que la pérdida causada por una determinada enfermedad, varía de una región a otra, debido a variación en los factores ambientales que influyen en el desarrollo de la enfermedad y también variación en la susceptibilidad de las variedades bajo cultivo.

Estas enfermedades también se consideran desastrosas porque sumado a que la propagación secundaria de las bacterias es muy rápida en comparación a enfermedades fúngicas, la mayoría de ellas no se pueden eliminar eficazmente debido a la falta de productos químicos que las controlen. Por otro lado, los antibióticos, que son efectivos contra muchas bacterias fitopatógenas, también se utilizan para el control de bacterias que afectan a humanos y animales, por lo tanto, su uso en la agricultura en muchos países no está permitido por el riesgo de transferencia de resistencia en esas bacterias (Sundin *et al.*, 2016; Thind, 2019).

En Venezuela son numerosas las enfermedades bacterianas que se han descrito en diferentes especies vegetales (Trujillo *et al.*, 1997; Trujillo, 1998; Hernández, 2009; Marys *et al.*, 2020), y representando, varios de los patógenos que las causan, una grave amenaza a los cultivos y por ende a la producción nacional, por el daño que causan y su distribución. Entre ellas se encuentran *Ralstonia solanacearum* que produce la marchitez de las solanáceas y el moko o hereque del banano, las bacterias de los géneros *Pectobacterium* y *Dickeya* causantes de pudriciones blandas, patovares de *Xanthomonas phaseoli* en caraota (*Phaseolus vulgaris*) y la yuca (*Manihot esculenta*), *Candidatus Liberibacter asiaticus* que produce el Huanglongbing o dragón amarillo de los cítricos, enfermedad desastrosa que ha causado una merma drástica en la producción de naranjas.

En este trabajo se pretende revisar algunos de los aspectos de las bacterias que causan enfermedades en cultivos de interés agrícola en Venezuela y los problemas relacionados con su identificación y control.

Marchitez bacteriana y hereque o moko del banano

Estas enfermedades son producidas por *Ralstonia solanacearum* Smith, conocida anteriormente como *Pseudomonas solanacearum* y *Burkholderia solanacearum*, es el patógeno del suelo más destructivo que afecta a las papas en zonas templadas, y regiones tropicales y subtropicales de todo el mundo (Yuliar *et al.*, 2015), causando marchitez o podredumbre parda y el moko o hereque del banano (Champoiseau *et al.*, 2009; CABI, 2017). Esta es una enfermedad vascular, que es fatal en la planta afectada y ha sido clasificada como uno de los patógenos bacterianos más importantes de las plantas cultivadas (Genin, 2010; Mansfield *et al.*, 2012).

R. solanacearum está ubicada taxonómicamente en la clase β -Proteobacteria, orden Burkholderiales, Familia Burkholderiaceae. Es una bacteria de amplia distribución mundial y con un numeroso rango de hospedantes que abarca 250 especies en 54 familias de plantas, siendo los más generalizados e importantes, los pertenecientes a las musáceas y solanáceas (Álvarez *et al.*, 2010; Charkowsky *et al.*, 2020).

El complejo de especies de *R. solanacearum* se caracteriza porque son bacterias Gram negativas con forma de bastón de $0,5-0,7 \times 1,5-2,0 \mu\text{m}$ de tamaño, reduce nitratos, forma amoníaco y crece bien en condiciones aeróbicas. Las temperaturas de crecimiento óptimas oscilan entre 27 y 37 °C, según la cepa. La temperatura máxima para el crecimiento es de aproximadamente 39 °C y el mínimo entre 10-15 °C (Hayward, 1991; Karim *et al.*, 2018).

La bacteria ha sido durante mucho tiempo reconocida como un grupo de cepas fenotípicamente diversas, originalmente caracterizadas como razas según el rango de hospedantes y biovares por las características bioquímicas y últimamente en filotipos, basado en un sistema filogenéticamente significativo y que consiste en el análisis de secuencias del ADN (Karim *et al.*, 2018).

Con relación a los cultivos que afecta, se han identificado 5 razas dependiendo del hospedante (Agrios, 2005; Karim *et al.*, 2018; Charkowsky *et al.*, 2020).

La raza 1. Está presente en los cinco continentes y tiene la más amplia gama de hospedantes entre los cuales están las solanáceas como la papa (*Solanum tuberosum*), tomate (*Solanum lycopersicum*), pimentón (*Capsicum annuum*), ají (*Capsicum frutescens*), berenjena (*Solanum melongena*), tabaco (*Nicotiana tabacum*) y otros cultivos como caraota (*Phaseolus vulgaris*), maní (*Arachis hipogea*), girasol (*Helianthus annuus*), plantas ornamentales como el anturio (*Anthurium andreaeanum*), dalia (*Dalia spp.*), ave del paraíso (*Strelitzia reginae*) y muchas otras especies.

La raza 2. Presente principalmente en las áreas tropicales de América del Sur y en las Filipinas. Afecta principalmente a Musáceas (plátanos y cambures) y heliconias (*Heliconia spp.*) ornamentales y silvestres.

La raza 3. También extendida en los cinco continentes, afecta principalmente a papa, pimentón, tomate, berenjena, entre otras especies.

Las razas 4 afectan al jengibre (*Zingiber officinale*) y **5** a la mora (*Rubus ulmifolius*), están restringidas la primera a Asia y la segunda solo se ha señalado en la China (Álvarez *et al.* 2010).

Biovares

Según Hayward (1994), cinco biovares pueden identificarse en función de su capacidad para utilizar tres alcoholes de hexosa, a saber, manitol, sorbitol, dulcitol; y producir ácidos a partir de los tres disacáridos, lactosa, maltosa y celobiosa.

Filotipos

Prior y Fegan (2005) han clasificado a *R. solanacearum* en cuatro principales grupos genéticos llamados filotipos que reflejan el origen geográfico y las relaciones ancestrales de las cepas. Los filotipos se subdividen a su vez en secuevares basado en la secuencia del gen de la endoglucanasa (egl).

Según estudios realizados, el Filotipo I se encuentra en Asia, el Filotipo II en América, Filotipo III Asia y Filotipo IV en Indonesia.

De acuerdo a los filotipos, la especie se ha reagrupado recientemente en un complejo de tres especies, es decir, *R. solanacearum* que coincide con el filotipo II, *Ralstonia pseudosolanacearum* que coincide con los filotipos I y III y *Ralstonia syzygii* (subespecie *celebensis* e *indonesiensis*) coincidiendo con el filotipo IV (Safni *et al.*, 2014)

En Venezuela *R. solanacearum* se ha detectado en diferentes cultivos y constituye un grave problema en papa, pimentón, tomate, ají, berenjena y musáceas (Faría, 1993; Custodio, 1993; Trujillo, 1998). Se han identificado las razas 1, 2 y 3 (García, 1999) y hasta el momento no se ha hecho ningún estudio sobre el filotipo, sin embargo, por la ubicación geográfica, se presume que sea el filotipo II. En solanáceas y otros cultivos causa la enfermedad conocida como marchitez sureña o marchitez bacteriana, pudrición marrón en tubérculos de papa y en musáceas el moko o hereque del banano (Trujillo, 1998; Nava, 2002; Agrios, 2005; Elphinstone, 2005; Charkowsky *et al.*, 2020).

Síntomas

Los síntomas externos más frecuentes de las plantas infectadas son marchitamiento, retraso del crecimiento y coloración amarillenta del follaje. Otros síntomas son hojas dobladas hacia abajo mostrando epinastía foliar; en el caso del tomate, raíces adventicias que crecen en los tallos y la observancia de estrechas rayas oscuras correspondientes a los haces vasculares infectados debajo de la epidermis. Aunque la enfermedad generalmente progresa hasta el marchitamiento completo y el colapso de la planta, la expresión de los síntomas y velocidad del desarrollo de la enfermedad puede variar según la susceptibilidad del hospedante y la agresividad de la cepa patógena. En solanáceas los síntomas de marchitamiento en las plantas, inicialmente aparecen al mediodía y pueden desaparecer durante la noche, pero en la medida que avanza la enfermedad no se recuperan y mueren (Trujillo, 1998; Hernández *et al.*, 1999; Agrios, 2005).

Los síntomas internos más frecuentes son la decoloración progresiva del tejido vascular, principalmente del xilema, y de porciones de la médula y la corteza, a medida que se desarrolla la enfermedad, ocurre la necrosis completa. Se observa un exudado viscoso que aparece típicamente en los tallos de sección transversal en los puntos correspondientes a los haces vasculares. El taponamiento y necrosamiento del xilema, produce el colapso y la muerte de la planta (Hernández *et al.*, 2005; Karim *et al.*, 2018; Charkowsky *et al.*, 2020). Los síntomas en los tubérculos de papa infectados pueden ser visibles o no, dependiendo del estado de desarrollo de la enfermedad en relación con la temperatura predominante y en ese caso se pueden dar lo que se llama infecciones latentes, hecho muy importante ya que este tipo de material es el responsable de la diseminación de la bacteria sobre todo en semilla de papa, ya que tienen apariencia de estar sanas y a menos que se realice chequeo en laboratorio no se garantiza que el material no tenga la bacteria (García, 1999; Charkowsky *et al.*, 2020).

En el caso de las musáceas, los síntomas en campo, incluyen coloración amarillenta y marchitez de hojas inferiores, causada por la infección, que se inicia en los rizomas y se mueve hacia el pseudotallo; los frutos se deforman y se tornan de color negro. Las plantas cercanas a la madurez pueden no mostrar síntomas aparentes, pero la pulpa de los frutos puede presentar podredumbre seca y las plantas pueden morir (Nava, 2002; Fegan and Prior, 2006).

Epidemiología

El patógeno en condiciones de alta humedad, se mueve hacia la planta hospedante por quimiotaxis en busca de los exudados radicales, se adhiere a las raíces y la penetra a través de heridas producidas ya sea por insectos, nematodos o implementos agrícolas o también a través de las aberturas formadas por la emergencia de raíces secundarias, infecta la corteza y coloniza el xilema donde causa taponamiento por la producción de exopolisacáridos y multiplicación de la población bacteriana, ocasionando marchitamiento y muerte de la planta. Después que la planta colapsa y muere, *R. solanacearum* se libera a una vida saprofita en el suelo u otro ambiente como aguas. En ausencia de un hospedante, la bacteria puede sobrevivir en hábitats naturales, donde las poblaciones pueden verse afectadas por factores bióticos y abióticos, predominantes, cuya combinación determina el tiempo de sobrevivencia del patógeno en el medio ambiente (Agrios, 2005; Charkowsky *et al.*, 2020).

La bacteria puede permanecer en las plantas enfermas o en los restos de plantas, en órganos de propagación vegetativa, como los tubérculos de papa y los rizomas del plátano, sobre las semillas de

Cuadro 1: Distribución a nivel nacional de *Ralstonia solanacearum*, razas y hospedante que afecta.

Raza presente	Hospedante que afecta	Estados
Raza 1	Tomate, papa, pimentón, ají, berenjena, tabaco, cebolla, geranio	Lara, Carabobo, Aragua, Carabobo, Guárico, Cojedes, Barinas, Yaracuy, Monagas, Miranda.
Raza 2	Cambures, plátanos, topochos, Heliconias	Yaracuy, Táchira, Miranda, Zulia, Aragua, Carabobo, Monagas
Raza 3	Papa, tomate.	Mérida, Táchira, Trujillo, Miranda

algunas plantas hospedantes silvestres y quizá en el suelo. Los tejidos infectados dañados o descompuestos dejan bacterias en el suelo. Las bacterias se diseminan a través del agua, suelo, semillas infectadas o contaminadas, rizomas y trasplantes, mediante herramientas, sobre todo cuchillos contaminados que se utilizan para cortar los tubérculos y rizomas y, en algunos casos, mediante insectos. Una vez que penetra a la planta, llega a los grandes vasos del xilema y a través de ellos invade la planta. Una vez en el xilema, pasa hacia los espacios intercelulares de las células parenquimatosas de la corteza y médula, degradan las paredes celulares y forman cavidades llenas de masas mucilaginosas de bacterias y restos de células (Agrios, 2005; Hernández *et al.*, 2005).

Aunque *R. solanacearum* está considerada un patógeno del suelo, la supervivencia suele ser de corta duración a baja temperatura en suelo desnudo, pero es significativa en plantas hospedantes silvestres alternativas (especialmente especies de solanáceas perennes que crecen en condiciones de anegamiento o que invernan voluntarios). Se ha demostrado que las bacterias sobreviven en una forma viable pero no cultivable en condiciones de estrés en el suelo y el agua (Kong *et al.*, 2014), pero la relevancia epidemiológica de esto no está clara. Importante el hecho de que, en el caso de la papa, dependiendo de la temperatura, la bacteria puede permanecer en forma latente en tubérculos (Charkowsky *et al.*, 2020).

Distribución a nivel nacional

R. solanacearum está ampliamente distribuida en todas las zonas en las cuales se siembran solanáceas, musáceas y otras especies a nivel nacional. La raza 3 que afecta principalmente a tomate y papa, predomina en las zonas de temperaturas más bajas como es el caso de los estados Mérida, Táchira y Trujillo. Mientras que la raza 1 tiene una mayor distribución (Cuadro 1). La raza 2 que afecta a las musáceas y heliconias, se encuentra en las principales zonas de cultivo de plátanos, cambures y heliconias.

Manejo de la enfermedad

El manejo de la bacteria es limitado y se ve obstaculizado por la facultad del patógeno de sobrevivir durante años en suelo húmedo, estanques de agua, en restos de plantas o en malezas hospedantes asintomáticas, que actúan como reservorios de inóculo. Hasta ahora el mejoramiento para resistencia, aunque efectiva en unos pocos casos, se ve obstaculizado por la amplia diversidad de cepas patógenas (Mansfield *et al.*, 2012).

En ausencia de cualquier control químico curativo, la prevención de la marchitez bacteriana se basa en gran medida en la disponibilidad de material de siembra libre de patógenos y una vigilancia y monitoreo efectivos para proteger las áreas libres de las bacterias (Charkowsky *et al.*, 2020). En nuestro país estas condiciones no se cumplen y se ha dado el caso de semilla por ejemplo de papa que viene infectada.

Sólo deben utilizarse tubérculos, trasplantes, rizomas y otros órganos libres de bacterias y las herramientas, tales como los cuchillos, deben desinfectarse sumergiéndolos durante 10 segundos o más en una solución de formaldehído al 10% u otro desinfectante cuando se utilicen de planta en planta. Las plantas de plátano enfermas y los rizomas deben cortarse y quemarse, al igual que las plantas en torno a ellos que estén infectadas, aun cuando no muestren todavía los síntomas de la enfermedad (Agrios, 2005).

Cuando la enfermedad se detecta en campo es poco lo que se puede hacer por la falta de productos bactericidas efectivos contra la bacteria y en algunos casos los agricultores por esa dificultad, han llegado a utilizar hasta formol para aplicaciones en campos de tomate infectados. No existen en estos momentos disponibles en el mercado productos biológicos recomendados para este patógeno, aunque en estudios realizados en nuestro país, han demostrado la potencialidad del uso de bacterias antagonistas para el control de *R. solanacearum*. Las más promisorias tanto *in vitro* como *in vivo* son *Pseudomonas fluorescens*, *Bacillus* sp., *Serratia* sp. (Mejías, 2010; Fuentes 2013; Fuentes *et al.*, 2013; Hernández *et al.*, 2013; Rodulfo, 2017). También la utilización de extractos vegetales de especies de plantas como tártago (*Ricinus communis*), guayaba (*Psidium guajaba*), rabo de alacrán (*Heliotropium indicum*), algodón de seda (*Calotropis procera*), mata ratón (*Gliricidia sepium*) (Arocha, 2010; Paiva, 2010; Quintana *et al.*, 2018).

Diagnóstico

Ralstonia solanacearum, si se tiene el entrenamiento adecuado, lo cual no es nuestro caso ya que existen pocos especialistas en el área, es fácil de identificar en campo por la sintomatología que produce en plantas y haciendo una prueba de flujo bacteriano, no obstante, siempre es recomendable realizar análisis en el laboratorio aislando en medio de cultivos semi selectivos como el TZC de Kelman (Schaad *et al.*, 2001) y realizando algunas pruebas fisiológicas y bioquímicas. También se pueden utilizar pruebas serológicas como ELISA, inmunofluorescencia u otra. Herrera y Hernández (2014) adaptaron la técnica de microaglutinación en porta objeto para *R. solanacearum*, lo que permite detectarla en forma rápida y sencilla de cualquier muestra. Muñoz *et al.* (1995) detectaron la bacteria en semillas de tomate utilizando pruebas de doble difusión en agar. En el país existen laboratorios que, con la dotación de reactivos y financiamiento necesarios, están en la capacidad de realizar la identificación ya sea a través de pruebas fenotípicas, serológicas y moleculares.

Es necesario realizar un estudio a través de pruebas moleculares para determinar con precisión el o los filotipos presentes en el país, para ello se requiere contar con los laboratorios equipados y con los reactivos necesarios para tal fin.

Debido al peligro que representa esta plaga, el INSAI, para el año 2018, dictó una providencia administrativa que tenía como objetivo establecer las medidas y procedimientos fitosanitarios para detección, prevención y erradicación, manejo y control del patógeno que causa la enfermedad.

Pudriciones blandas

Las pudriciones blandas bacterianas afectan con mayor frecuencia a las hortalizas que tienen tejidos carnosos como las papas, tomates, zanahorias (*Daucus carota*), pimentón, ají, cebollas (*Allium cepa*), ocumo (*Xanthosoma sagittifolium*), hojas y tallos como lechugas (*Lactuca sativa*), repollos

(*Brassica oleracea* var. *Capitata*), también árboles frutales. Se encuentran distribuidas por todo el mundo y producen pérdidas considerables en el campo, durante su transporte y especialmente en el almacenamiento, dando como resultado, pérdidas totales de órganos vegetales en mayor magnitud que en cualquier otra enfermedad ocasionada por bacterias. Dichas pudriciones producen pérdidas económicas considerables al disminuir la cantidad y calidad de productos disponibles para la venta (Trujillo, 1998; Trujillo y Hernández, 2000; Rodríguez *et al.*, 2002; Hernández, 2004; Agrios, 2005; Charkowsky, 2018; Charkowsky *et al.*, 2020).

Agente causal

En Venezuela, principalmente tres especies de bacterias están asociadas a las pudriciones blandas entre ellas *Pectobacterium carotovorum* (antes *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora*), *Pectobacterium atrosepticum* (*Erwinia carotovora* subsp. *atroseptica*) y *Dickeya chrysanthemi* (*Erwinia chrysanthemi*, *Pectobacterium chrysanthemi*) (Trujillo, 1998; Pino, 2001; Hernández, 2009).

Los géneros *Pectobacterium* y *Dickeya*, son miembros de las β -Proteobacteria, orden Enterobacterales, familia *Pectobacteriaceae*. Tanto *Pectobacterium* como *Dickeya* pertenecieron originalmente al género *Erwinia*. Estas bacterias se caracterizan porque son gram negativas, con forma de bastón, anaeróbicas facultativas, poseen flagelación peritrica, oxidasa negativa, producen ácido de glucosa y no utilizan el almidón (Schaad *et al.*, 2001; Kado, 2006).

Síntomas

Al principio, en los tejidos de los órganos afectados, aparece una pequeña lesión acuosa que se extiende con rapidez en el tejido tanto en diámetro como en profundidad, la zona afectada se ablanda y suaviza. Generalmente, los bordes de las lesiones inicialmente están bien definidos, pero luego se tornan irregulares. Los tejidos de la zona afectada en estados avanzados terminan desintegrándose hasta formar una masa blanda de células desorganizadas. En algunos frutos como es el caso del tomate, ají, pimentón y tubérculos como la papa (Custodio 1993, Faria *et al.*, 1993; Trujillo, 1998; Pino, 2001), la superficie externa puede permanecer intacta, a diferencia de todos sus contenidos que cambian hasta constituir un líquido turbio. Sin embargo, es más frecuente que se formen grietas y que exuden de ellas masas mucilaginosas hasta la superficie que cuando se exponen al aire, se tornan de color canela, gris o café oscuro. Un fruto o tubérculo completo puede transformarse en una masa putrefacta blanda, aguanosa e incolora al cabo de un período de 3 a 5 días. Los órganos infectados de muchas plantas casi no tienen aroma alguno hasta que se colapsan, pero después las bacterias secundarias, hacen que los tejidos se descompongan y producen un olor desagradable. Sin embargo, en el caso de las cebollas y crucíferas, casi siempre desprenden un olor sulfuroso desagradable desde el principio (Pino, 2001; Agrios, 2005).

Rango de hospedantes

En nuestro país las bacterias que causan las pudriciones blandas son las más ampliamente diseminadas y con mayor rango de hospedantes. Se han detectado en diferentes especies de plantas desde hortalizas (Faría *et al.*, 1991; Custodio, 1993; Hernández *et al.*, 1997; Trujillo, 1998; Pino, 2001), raíces y tubérculos, (Guevara *et al.*, 1992; Faría, 1993; Varela, 1999), plantas ornamentales (Trujillo *et al.*, 2005; Hernández, 2009), frutales (Guevara *et al.*, 1980; Maselli *et al.*, 1989) (Cuadro 2).

Cuadro 2. Rango de hospedantes en Venezuela de las bacterias que causan pudriciones blandas.

Hospedante	Nombre científico	Bacteria
Papa	<i>Solanum tuberosum</i>	<i>Pectobacterium carotovorum</i> , <i>P. atrosepticum</i> , <i>Dickeya chrysanthemi</i>
Tomate	<i>Solanum lycopersicum</i>	<i>P. carotovorum</i> , <i>D. chrysanthemo</i>
Pimentón	<i>Capsicum annuum</i>	<i>P. carotovorum</i> , <i>D. chrysanthemi</i>
Ají	<i>Capsicum frutescens</i>	<i>P. carotovorum</i>
Ocumo	<i>Xanthosoma sagittifolium</i>	<i>P. carotovorum</i>
Cebolla	<i>Allium cepa</i>	<i>P. carotovorum</i>
Batata	<i>Ipomoea batatas</i>	<i>D. chrysanthemi</i>
Plátanos	<i>Musa AAB</i>	<i>P. carotovorum</i> , <i>D. chrysanthemo</i>
Lechosa	<i>Carica papaya</i>	<i>P. carotovorum</i>
Mango	<i>Mangifera indica</i>	<i>P. carotovorum</i>
Maíz	<i>Zea mays</i>	<i>D. chrysanthemo</i>
Repollo	<i>Brassica oleracea</i> var. <i>capitata</i>	<i>P. carotovorum</i>
Yuca	<i>Manihot esculenta</i>	<i>P. carotovorum</i>
Tabaco	<i>Nicotiana tabacum</i>	<i>P. atrosepticum</i>
Lechuga	<i>Lactuca sativa</i>	<i>P. carotovorum</i>
Zanahoria	<i>Daucus carota</i>	<i>P. carotovorum</i> , <i>D. chrysanthemi</i>
Dieffenbachia	<i>Dieffenbachia</i> sp.	<i>D. chrysanthemo</i> , <i>P. carotovorum</i>
Aglaonema	<i>Aglaonema commutatum</i>	<i>P. carotovorum</i>
Crisantemo	<i>Chrysanthemum</i> sp.	<i>P. carotovorum</i>
Zábila	<i>Aloe vera</i>	<i>D. chrysanthemi</i>
Planta de sapo	<i>Stapelia gigantea</i>	<i>D. chrysanthemi</i>
Orquídea	<i>Catasetum</i>	<i>D. chrysanthemi</i>
Lirio araña	<i>Crinum asiaticum</i>	<i>P. carotovorum</i>
Ave del paraíso	<i>Strelitzia reginae</i>	<i>P. carotovorum</i>
Filodendro	<i>Philodendrum</i>	<i>P. carotovorum</i>
Singonio	<i>Syngonium podophyllum</i>	<i>D. chrysanthemi</i>
Calabacín	<i>Cucurbita pepo</i>	<i>P. carotovorum</i>
Apio España	<i>Apium graveolens</i>	<i>P. carotovorum</i>
Apio	<i>Arracacia xanthorrhiza</i>	<i>P. carotovorum</i> , <i>D. chrysanthemi</i>
Escarola	<i>Chicorium endivia</i>	<i>P. carotovorum</i>
Coliflor	<i>Brassica oleracea</i> var. <i>Botrytis</i>	<i>P. carotovorum</i>
Achicoria	<i>Chicorium intibus</i>	<i>D. chrysanthemi</i>
Lechuga	<i>Lactuca sativa</i>	<i>P. carotovorum</i>

Mención especial merece la bacteriosis en mango (*Mangifera indica*), que afecta el fruto y tronco del mango, una de las bacterias involucradas en el país es *P. carotovorum* (antes *E. carotovora*) (Guevara *et al.*, 1980; Guevara *et al.*, 2002). Esta es una de las enfermedades más importantes del mango en Venezuela; afecta principalmente los cultivares comerciales Haden, Tommy Atkins y Manzano, y se ha convertido en una limitación seria para su exportación.

Epidemiología

Las bacterias de las pudriciones blandas se perpetúan en los órganos carnosos infectados ya sea que estén almacenados o en el terreno de cultivo en restos de plantas infectadas, en el suelo, en las pupas de varios insectos. La enfermedad puede aparecer inicialmente en el campo, en plantas desarrolladas a partir de semillas previamente infectadas, como es frecuente en el caso de la papa (Faría *et al.*, 1991) y menos frecuente en tabaco. Algunos tubérculos, rizomas y bulbos son infectados por las bacterias una vez que se ha establecido o reproducido en el suelo. Por lo común, estas infecciones se producen a través de heridas. Sin embargo, bajo ciertas condiciones, las bacterias invaden a los tubérculos en el caso de la papa, a través de lenticelas. La inoculación por bacterias de los órganos carnosos y su diseminación posterior son facilitadas considerablemente por los insectos, los cuales permiten el avance de la infección en forma bastante eficiente tanto en el almacenamiento como en el campo. Las bacterias pueden vivir en todas las etapas de desarrollo del insecto. Además, los cuerpos de las larvas del insecto llegan a contaminarse con bacterias cuando reptan cerca del suelo infestado o sobre semillas podridas. Por lo tanto, cuando tales insectos atacan a las plantas sanas o a los órganos almacenados al producir heridas en ellos, no sólo llevan las bacterias a las plantas, sino que las depositan en esas heridas a partir de las cuales producen la enfermedad (Agrios, 2005).

Aun cuando las plantas o los órganos almacenados sean resistentes a la pudrición blanda y puedan detener su avance al formar capas de corcho como sucede en la papa, los gorgojos que se encuentran en ellos destruyen dichas capas protectoras tan rápido como se forman, lo cual hace que las heridas nunca sanen y que la enfermedad continúe avanzando.

Cuando las bacterias penetran a través de las heridas, se multiplican y propagan inicialmente en los líquidos liberados por las células degradadas de la superficie herida del órgano. La inoculación va seguida de una rápida propagación de las bacterias, las cuales producen cantidades crecientes de enzimas pectolíticas y celulolíticas. Las enzimas degradan las sustancias pépticas de la lámina media y de la pared celular y producen la maceración de los tejidos. Las enzimas celulolíticas producen la degradación parcial y el ablandamiento de la celulosa de las paredes celulares. Como resultado de la acción de estas y otras enzimas, el agua de los protoplastos de las células se difunde por los espacios intercelulares; las células se plasmolizan, colapsan y mueren. (Agrios, 2005; Charkowsky, 2018).

Distribución geográfica

Las bacterias de las pudriciones blandas, principalmente *Pectobacterium carotovorum* y *Dickeya chrysanthemi* se encuentra diseminadas en todo el país, mientras que *P. atrosepticum* se ha encontrado en zonas de temperaturas más frescas como Sanare en el estado Lara, Chirgua edo. Carabobo, Mérida, se han detectado en semillas, campo, viveros y en expendios a nivel comercial (Custodio, 1993; Pino, 2001; Hernández, 2009).

Manejo de la enfermedad

Los patógenos bacterianos de la pudrición blanda son comunes en el suelo, agua de riego, por lo que su exclusión de los sistemas de producción al aire libre no es factible. Actualmente, no existen

métodos efectivos para eliminar las bacterias de la pudrición blanda, lo que significa que los productores no tienen forma de curar las plantas infectadas, por lo que el control se basa casi exclusivamente en prácticas de cultivo y medidas sanitarias adecuadas (Agrios, 2005; Charkowsky, 2015; Charkowsky, 2018).

Deben eliminarse todos los desperdicios de los almacenes y desinfectar las paredes con soluciones que contengan formaldehído, sulfato de cobre, amonio cuaternario u otro desinfectante. Evitar en la medida de lo posible provocar heridas en las plantas y de sus órganos de almacenamiento para que no sean puerta de entrada de las bacterias. Almacenarse solo plantas, tubérculos, frutos y otros órganos que estén sanos. Cuando aparezcan nuevas infecciones durante su almacenamiento, los órganos infectados deben separarse con rapidez y posteriormente quemarse. Los órganos que se deseen almacenar deben estar secos y el nivel de humedad de los almacenes debe mantenerse bajo a fin de evitar las infecciones. Las temperaturas cercanas a los 4 °C en los almacenes inhiben el desarrollo de nuevas infecciones. Las hortalizas de hojas deben enfriarse de 4 a 6 °C inmediatamente después del arribo al almacén.

En el campo, sembrar las plantas en áreas bien drenadas, permitiendo que haya espacios suficientes entre ellas para que se ventilen adecuadamente y evitando la irrigación excesiva del suelo.

En mango, el control de la enfermedad debe comenzar con el uso de material de propagación sano, haciendo inspecciones periódicas en el vivero y plantación para detectar el problema a tiempo y aplicar tratamientos adecuados; además de eliminar y quemar los restos vegetales de las plantas muy afectadas; las herramientas usadas se deben desinfectar con cloro para evitar la propagación de las bacterias al realizar las prácticas agronómicas (Rondón y Guevara, 1998). Sin embargo, hasta el presente sigue siendo un problema el control de las bacterias que causan la enfermedad.

En estudios realizados se muestra la potencialidad de utilizar bacterias biocontroladoras como *Pseudomonas fluorescens* que han tenido efectividad para el control (Hernández *et al.*, 2012; Hernández *et al.*, 2013) y extractos vegetales (Hernández *et al.*, 2007a; Hernández *et al.*, 2007b).

Detección

Dado que las pudriciones blandas son causadas por un complejo de patógenos bacterianos, se requiere la detección de cada especie para identificar importantes reservorios y su distribución, por lo que se hace necesario realizar pruebas en laboratorio.

En campo un técnico con formación y entrenamiento en el área, fácilmente puede asociar los síntomas con bacterias que causan pudriciones y generalmente esta asociación es con *Pectobacterium carotovorum*. En laboratorio estas bacterias son fácilmente aisladas en medios de cultivo y su identificación no es complicada si se realizan las pruebas adecuadas.

Huanglongbing, dragón amarillo o enverdecimiento de los cítricos

Huanglongbing (HLB) o dragón amarillo es la más grave enfermedad de la citricultura a nivel mundial, ha devastado en pocos años zonas cítricas enteras en India, China, Estados Unidos de América, Brasil, en 20 países de Asia y 11 países de África (Thind, 2019). Bove (2006) ha afirmado acertadamente que el Huanglongbing (enverdecimiento) de los cítricos es la más importante, seria, severa, destructiva, y devastadora enfermedad de los cítricos en el mundo.

La reducción en el rendimiento puede variar del 30% al 100% dependiendo de la proporción de

dosel afectado y la edad de los árboles al ser infectados (Ammar *et al.*, 2016). Los huertos afectados se vuelven económicamente inviables en 7 a 10 años después de la siembra. Cerca de 100 millones de árboles han sido destruidos en muchos países de Asia meridional y sudoriental, Indonesia, Filipinas, India, Península Arábiga y Sudáfrica. Desde 2004, más de 500 mil árboles han sido oficialmente destruidos en Brasil debido a esta enfermedad y alrededor de 300 a 400 mil árboles destruidos extraoficialmente por los productores comerciales de cítricos (Gottwald *et al.*, 2007). En la India durante la década de 1960, se indicaron pérdidas catastróficas por la enfermedad (Fraser *et al.*, 1966).

La bacteria puede infectar todos los cultivares comerciales de cítricos y causar pérdidas económicas sustanciales.

En Venezuela en el año 2017 fue reportada oficialmente la enfermedad (INSAI 2017; Marys *et al.*, 2020), aunque ya se venía alertando su presencia desde el 2016 (Morales *et al.*, 2021). Según Morales *et al.* (2021), el HLB en Venezuela ha incidido en la disminución en más de 50% de la superficie sembrada de cítricos, achacado al hecho de que los agricultores han migrado hacia la siembra de otros cultivos, debido a la imposibilidad de un manejo adecuado de la enfermedad por falta de recursos e insumos.

La enfermedad se encuentra asociada a tres especies de bacterias que están restringidas al floema de las plantas: *Candidatus Liberibacter asiaticus*, *Ca. Liberibacter africanus* y *Ca. Liberibacter americanus*. Estas bacterias Gram-negativas, pertenecen al filum Proteobacteria, clase Alphaproteobacteria, | orden Hyphomicrobiales, Familia Rhizobiaceae. La bacteria es transmitida por un insecto denominado psílido asiático de los cítricos (*Diaphorina citri* kuw.) en climas calientes y por el psílido *Trioza erytreae* en climas más fríos (Camacho-Tapia *et al.*, 2015; SENASICA, 2019).

Hospedantes

Afecta a plantas de la familia *Rutaceae*. Los más severamente afectados son el naranjo (*Citrus sinensis*), mandarino (*C. reticulata*) y tangerino (*C. deliciosa*). Las afecciones son menores o inexistentes en naranja trifoliata con sus híbridos, lima mexicana (*C. aurantifolia*) y pomelo (*C. paradisi*). Por otra parte, el azahar de la india (*Murraya paniculata*) se cita como hospedante secundario (Camacho-Tapia *et al.*, 2015).

En Venezuela la enfermedad es producida por *Ca. Liberibacter asiaticus* y su vector es *Diaphorina citri*, el cual se hospeda en todas las variedades cítricas y también en la planta ornamental *Murraya paniculata* (Marys *et al.*, 2020; Marys *et al.*, 2021; Morales *et al.*, 2021).

Síntomas

El huanglongbing, HLB, o también llamado dragón amarillo, recibió su nombre en la China en alusión a los síntomas de brotes amarillos en algunos sectores de la planta, que se distingue de la falta de nutrientes por ser de forma asimétrica, es decir las manchas que se presentan de un lado de la hoja no se repiten del otro lado del nervio central. Las hojas también pueden presentar moteados irregulares. Otro síntoma de la enfermedad, es la formación de ramas con hojas amarillas, mientras que el resto del árbol tiene las hojas verdes de color normal. Frutos pequeños de pobre coloración y asimétricos, tienen sabor amargo y agrio. Presentan manchas circulares verde claro, que contrastan con el verde normal del fruto y una inversión del color. Internamente, existe diferencia de maduración y aborto de semillas. Se observa una columela curvada con manchas amarillas en la base del disco del fruto. Las plantas

infectadas colapsan y mueren. En estudio realizado por Marys *et al.* (2021) en las principales áreas cítricas en nuestro país, encontraron síntomas como manchas y coloración amarillenta en las hojas, brotes amarillos, síntomas similares a la deficiencia de Zn, aclaramiento de venas, muerte regresiva de ramitas y frutos ladeados, similares a los síntomas informados en otras partes del mundo

Epidemiología

La bacteria del HLB está íntimamente relacionada con el vector que la trasmite de una planta enferma a una sana. La relación que se establece entre *Ca. Liberibacter asiaticus* y *D. citri* es del tipo propagativa-circulativa, esto significa que el vector puede adquirir la bacteria de 5 a 7 h después de alimentarse de la savia de plantas enfermas, seguido de un período de latencia de 3 a 20 días, tiempo durante el cual se multiplica dentro del vector y luego puede transmitirse a nuevas plantas (Xu *et al.*, 1988; Pelz-Stelinski *et al.*, 2010; Ammar *et al.*, 2011). Si el vector adquiere la bacteria al alimentarse de una planta afectada, la transmitirá persistentemente, a lo largo de toda su vida, incluso el estado ninfal, por lo tanto, es necesario eliminar todas las plantas con síntomas de la enfermedad, además de realizar el control químico del vector.

La bacteria una vez es transportada por el psílido de la planta infectada a la planta sana, se aloja en el floema donde reside exclusivamente en esos tejidos. A medida que la bacteria se multiplica, interrumpe el suministro de nutrientes que se mueven por toda la planta, debilitándola y finalmente matándola.

Ca. Liberibacter asiaticus es tolerante al calor; los síntomas se desarrollan en condiciones de humedad baja y hasta temperaturas de 35 °C, que es la temperatura que resiste *D. citri* (Bové, 2006; Lopes *et al.*, 2009).

Distribución a nivel nacional

En un estudio realizado por Marys *et al.* (2021), el único hasta el presente, mostró una amplia distribución de la bacteria en la región central, principal zona de producción de cítricos del país, siendo diagnosticada en 17 municipios ubicados en los estados Aragua, Carabobo, Yaracuy y Portuguesa. Se encontraron altos porcentajes de incidencia de HLB en Aragua (87,5%), Carabobo (65%), Portuguesa (100%) y Yaracuy (77,5%). El hecho de haber encontrado una incidencia tan alta en Aragua que es donde estaban los principales viveros desde los cuales se distribuían plantas a casi todo el país, hace presumir que posiblemente la enfermedad tenga una mayor distribución.

La bacteria también fue detectada en *C. microcarpa*, *M. paniculata* (utilizado como una planta ornamental) y *S. glutinosa* (utilizada como barreras vivas) y estas especies también son hospedantes de *D. citri* en todas las regiones encuestadas (Marys *et al.*, 2021).

Manejo de la enfermedad

El manejo de HLB implica que haya un monitoreo permanente de la plaga y sus vectores, a través de inspección, relevamiento o prospecciones en huertos y viveros cítricos y la instalación de trampas para vectores. Introducir en el campo material de propagación sano. Uso de plantas certificadas. Denunciar la presencia o sospecha de la plaga o sus vectores, al organismo de Protección Fitosanitaria del país. Realizar control de vectores. Eliminar plantas positivas sintomáticas para reducir los niveles de inóculo, aislamiento geográfico, y certificación de la propagación de brotes y árboles de vivero libres de patógenos.

El control progresivo del HLB demanda que los servicios nacionales de sanidad vegetal cuenten con competencias y habilidades específicas para la comunicación del riesgo, vigilancia, diagnóstico y manejo sustentadas en evidencias científicas actualizadas. Por otro lado, los servicios de sanidad vegetal deben ser capaces de involucrar en el manejo de la enfermedad a los productores y a la sociedad civil, especialmente en aquellos casos donde la producción de cítricos es a pequeña escala, o donde existe presencia de plantas enfermas a nivel de traspato.

Actualmente en nuestro país, existe una situación económica delicada y los agricultores no cuentan con el músculo financiero que les permita afrontar el incremento en gastos asociados al control del HLB de los cítricos, representado en mayor requerimiento de mano de obra para las podas y erradicaciones de árboles, así como la compra y aplicación de insecticidas, fertilizantes y abonos foliares. Es de vital importancia para la sobrevivencia de la citricultura, iniciar el proceso de certificación de plantas sanas, acompañadas de un control eficiente del vector y esto solo se puede llevar a cabo en alianza entre el estado y sector privado.

Detección

La detección de la enfermedad es difícil solo por los síntomas y si son plantas asintomáticas es más complicado. Debido a que la bacteria es muy fastidiosa para su aislamiento y mantenimiento, el diagnóstico debe realizarse en laboratorios equipados para realizar pruebas moleculares en este caso, PCR para detectar el ADN de la bacteria en plantas hospedantes o insectos vectores. Generalmente, las muestras se recolectan de nuevos brotes de crecimiento de la punta, y las venas y los pecíolos se cortan de las hojas y se procesan para maximizar la posibilidad de encontrar la bacteria.

En nuestro país el estudio de la enfermedad y la detección de la bacteria se hace complicado ya que los laboratorios, aunque tienen el personal calificado, no cuentan con los reactivos y logística necesaria para la colección de las muestras y realización de las pruebas.

En octubre de 2017, el INSAI publica en la Gaceta oficial número 41.248 la providencia administrativa mediante la cual se establecen las medidas y los procedimientos fitosanitarios para la prevención, control y contención del HLB, y se resuelve establecer un Programa para detección, prevención, manejo y control de Huanglongbing (HLB) de los cítricos, causada por la bacteria *Candidatus liberibacter* spp. Así mismo en esta providencia, se prohibió la movilización de material vegetal de propagación de cítricos de las zonas donde se realizaron las primeras detecciones, más sin embargo está permitido el traslado de frutos siempre y cuando no lleven hojas o restos de pecíolos (INSAI 2017; Rodríguez *et al.*, 2021).

Tizón común de la caraota

La enfermedad es producida por la bacteria *Xanthomonas phaseoli* pv. *phaseoli*, antes *X. phaseoli*, *X. campestris* pv. *phaseoli*, *X. axonopodis* pv. *phaseoli* (Constantin *et al.*, 2016). La bacteria está ubicada en la División: Bacteria, Phylum: Proteobacteria, Clase: Gammaproteobacteria, Orden: Lysobacterales, Familia: Lysobacteraceae.

X. phaseoli pv. *phaseoli* se caracteriza porque tiene forma de bacilo con un solo flagelo polar, aerobio obligado y requiere una temperatura óptima para su crecimiento de 28 °C. Las colonias bacterianas crecidas en medio artificial son amarillas debido a la presencia de pigmento en las

membranas conocido como xanthomonadina, hidroliza el almidón, licúa la gelatina (Albarracín *et al.*, 1982; Francisco *et al.*, 2014). Se reconocía una variante de la bacteria denominada variante fuscans la cual fue detectada en el país (Albarracín *et al.*, 1982), sin embargo, hoy día esta variante es ubicada como una especie denominada *Xanthomonas fuscans* (Constantin *et al.*, 2016).

X. phaseoli se encuentra presente en gran parte del mundo. Su distribución está parcialmente asociada con su habilidad para infectar las semillas de genotipos tanto resistentes como susceptibles (Darrasse *et al.*, 2007). Es la principal enfermedad bacteriana de la caraota y puede ocasionar pérdidas entre 20 y 40% (Francisco *et al.*, 2014).

En Venezuela la enfermedad se conoce desde hace más de 50 años (Pontis-Videla, 1954) y desde entonces se ha hecho la identificación plena de la bacteria (Albarracín *et al.*, 1982; Contreras, 2000) y además se conoce que está presente en todas aquellas zonas donde se siembra caraota en el país (Albarracín *et al.*, 1982; Contreras de Velásquez y Trujillo, 1984; Trujillo, 1998; Flores, 2009).

Síntomas

Los síntomas se presentan en hojas, vainas, tallo y semillas. En hojas se observan manchas húmedas, a menudo de forma angular que al crecer y coalescer forman grandes manchas marrones de tejido muerto, rodeadas por un pequeño halo color amarillo. En los márgenes y zonas intervenales también pueden formarse manchas. En infecciones graves, la planta parece quemada y las hojas muertas permanecen adheridas a la planta. En las vainas se observan también las manchas circulares, ligeramente hundidas, húmedas y de color verde oscuro, a medida que las manchas envejecen, se vuelven de color marrón rojizo oscuro y, en condiciones de humedad extrema, se cubren con exudado bacteriano. En tallos, se forman manchas húmedas las cuales se tornan de color marrón rojizo, se necrosan y la planta se marchita. En la semilla la infección es más obvia en las variedades de semillas blancas en comparación con las variedades de semillas oscuras, se forman manchas amarillas o marrones se arrugan y puede perder viabilidad (Albarracín *et al.*, 1992; Francisco *et al.*, 2014).

Rango de hospedantes

La bacteria además de *Phaseolus vulgaris* también afecta cultivos como *P. lunatus* L., *P. coccineus* L., *P. acutifolius* Gray., *Vigna aconitifolia* L., *V. unguiculata* L., *V. radiata* L., *Lablab purpureus* L., *Mucuna deeringiana* (Bort.), *Lupinus polyphyllus* (Lindl.), *Chenopodium album* L., *Amaranthus retroflexus* L., y *Echinochloa crus galli* L., (Gent *et al.*, 2005; de O. Carvalho *et al.*, 2011). En nuestro país, Arcila y Trujillo (1990) encontraron la bacteria en lotes de semillas de frijol.

Epidemiología

La enfermedad aparece en regiones bajo los 1 200 msnm, con temperaturas de 20-32 °C y lluvias frecuentes. La planta es susceptible desde la germinación hasta llenado de vainas. Los síntomas se acentúan después de la floración.

La bacteria puede sobrevivir por más de 10 años, en restos de cosecha, también en malezas, otros tipos de frijol, y semilla. Se transmite por semilla y se disemina fácilmente por salpique de lluvia o por el paso de personas o animales por los campos. La entrada de la bacteria a las plantas es a través de estomas e hidátodos. En las superficies foliares, sobrevive en espacios protegidos del ambiente como en los estomas, la parte basal de los tricomas y en los desniveles de las nervaduras formando una

biopelícula de protección (Jacques *et al.*, 2005). En un estudio realizado por Trujillo *et al.* (1989) encontraron que las poblaciones de las bacterias aumentaban en la época lluviosa en plantas y en el agua de riego, mientras que en la época seca disminuían considerablemente.

Diagnóstico

En campo generalmente no es fácil reconocer el tizón común ya que se puede confundir con otros patógenos que causan manchas ya sean bacterianos o fungosos, por lo que el diagnóstico hay que hacerlo en laboratorio y para ello existen infinidad de técnicas desde el uso de pruebas para la detección en semillas (Trujillo *et al.*, 2005), medios de cultivo selectivos (Sheppard *et al.*, 2007), pruebas serológicas como la inmunofluorescencia y el ensayo por inmuno-absorción ligado a enzimas (ELISA), PCR (Audy *et al.*, 1994), e hibridaciones con PCR y RFLP (Zamani *et al.*, 2011). También se han desarrollado varios medios de cultivo semiselectivos como el MT (Goszczyńska y Serfontein, 1998).

Manejo de la enfermedad

No existen reportes de control químico eficaces para esta bacteria. No obstante, se han empleado diversos fungicidas como mezclas de Bordeaux, el oxiclورو de cobre, el sulfato de cobre.

Usar semilla sana y certificada libre de la bacteria es una de las acciones más importantes. Rotar cultivos de 2 o más años entre cultivos de caraota. Eliminar plantas enfermas. Hay variedades con resistencia intermedia que mejoran la eficiencia del control químico. Aplicar fungicidas a base de cobre. El uso de antibióticos resulta caro y propicia la aparición de resistencia en el patógeno. Eliminar hospedantes alternativos como frijoles voluntarios y malezas. Evitar el riego por aspersión ya que crea las condiciones para el desarrollo de la enfermedad.

Con frecuencia se alude que el empleo de semillas libres del patógeno es la adecuada para el control de esta enfermedad. No obstante, aún con el empleo de semilla no contaminada es posible la aparición de síntomas, debido principalmente a que con la presencia de una semilla contaminada por cada 20 000 es suficiente para la transmisión del inoculo al campo de cultivo (Darrasse *et al.*, 2007).

Se necesita tener una vigilancia permanente sobre la sanidad de la semilla a utilizar y en el caso de la producción de semilla, monitoreo permanente de campos y análisis de laboratorio para el descarte de la bacteria en material foliar y en la semilla. Sin embargo, es muy común encontrar por ejemplo el uso de semilla sobre todo la de tipo artesanal que no tiene los análisis fitosanitarios correspondientes y peor aún se sabe de la utilización de grano como semilla.

Añublo bacteriano de la yuca

El agente causal es *Xanthomonas phaseoli* pv. *manihotis* (antes *X. manihotis*, *X. campestris* pv. *manihotis*, *X. axonopodis* pv. *manihotis*), enfermedad importante, endémica en áreas tropicales y subtropicales. Esta bacteria foliar y vascular afecta gravemente la producción de yuca en todo el mundo. Dependiendo del manejo, los cultivares y las condiciones ambientales pueden ocurrir pérdidas entre el 12% y el 100% ya que la bacteria afecta tanto el rendimiento como el material de siembra (Lozano, 1986; Verdier *et al.*, 2004). Es la segunda enfermedad más devastadora de la yuca después del complejo del virus del mosaico de la yuca y puede causar más daño al cultivo que cualquier otra enfermedad bacteriana (Boher y Verdier, 1994; Fanou *et al.*, 2018).

Xanthomonas phaseoli pv. *manihotis* pertenece al Phylum: Proteobacteria, Clase: Gammaproteobacteria, Orden: Lysobacterales, Familia: *Lysobacteraceae*. Se caracteriza por ser una bacteria Gram negativa, con forma de bastón, estrictamente aeróbica, tiene un flagelo polar, hidroliza el tween 80 y el almidón, produce ácido a partir de melibiosa pero no de D ribosa o de lactosa, oxidasa negativa, crece en medio con sucrosa, las colonias en medio de cultivo son sin la pigmentación amarillo característico de las *Xanthomonas*, sin embargo todas las demás propiedades coinciden con las del género (Trujillo *et al.*, 1982; Trujillo, 1998; Verdier, 2002; Camargo *et al.*, 2019).

En estudios realizados por Verdier (1998), encontraron 10 patotipos en aislamientos provenientes de los estados Monagas, Anzoátegui y Bolívar.

Síntomas

Los síntomas de la enfermedad comprenden manchas angulares de las hojas y tizón de las hojas, marchitez, muerte regresiva, exudado gomoso y necrosis en los tejidos vasculares de los tallos y raíces. Este síndrome completo es único entre las enfermedades inducidas por una sola bacteria fitopatógena (Lozano, 1973). Los síntomas primarios, que siguen a la siembra de los esquejes infectados, son el marchitamiento de los brotes jóvenes y poco después la muerte. Los síntomas, después de infecciones secundarias, consisten en manchas angulares en las hojas seguidas de tizón, defoliación, marchitamiento y muerte regresiva. Las manchas foliares se desarrollan inicialmente como áreas angulares húmedas, claramente visibles en la superficie abaxial de las hojas. Estas manchas se tornan marrones o marrón oscuro y, a veces, dependiendo de la susceptibilidad del cultivar, se forma un halo amarillo que rodea las manchas. Las manchas se agrandan y se fusionan, formando una gran área necrótica. Las áreas necrosadas se extienden por toda la hoja que, como resultado, se enrolla y se seca. Estas hojas marchitas permanecen adheridas al tallo por un corto tiempo antes de caer (Lozano, 1973; Hernández, 1996; Trujillo, 1998; Verdier, 2002; Camargo *et al.*, 2019).

La severidad de la enfermedad varía mucho según el clima, la fertilidad del suelo, la variedad empleada y también la cantidad de inóculo presente en la zona (Verdier, 2002).

Epidemiología

La principal forma de diseminación de la bacteria de una región a otra es por el intercambio de material vegetativo infectado.

La enfermedad comienza durante la temporada de lluvias con el establecimiento del patógeno en el follaje. Bacterias de plantas infectadas o restos vegetales en el suelo son llevadas a las hojas por el agua de lluvia o insectos. La bacteria luego se multiplica en la parte inferior de las hojas, donde forman microcolonias protegidas por el moco (Daniel y Boher, 1985a). Esta multiplicación epífita, contribuye a la acumulación de inóculo suficiente para penetrar el tejido de la lámina, a través de los estomas o las heridas que con frecuencia son causadas por fuertes vientos (Lozano, 1974; Trujillo, 1998).

Las bacterias colonizan los espacios intercelulares en el mesófilo de la hoja y se multiplican rápidamente, produciendo grandes cantidades de células y exopolisacáridos con lisis de la laminilla media del tejido (Boher *et al.*, 1995) que conduce a la formación de manchas foliares translúcidas angulares. Al penetrar la cutícula de la hoja, la bacteria segrega ácido 3-metilpropiónico, una toxina que provoca la quemazón angular en la hoja (Perreux *et al.*, 1982; Verdier, 2002).

El bloqueo de los vasos por la bacteria, los exopolisacáridos y la formación de tilosis, impide que la savia fluya, lo que provoca el marchitamiento de las hojas. La bacteria puede salir de los vasos localmente y forman bolsas de lisis en la médula y formar los canchales. Estas bacterias, dispersas en el agua de lluvia, pueden contaminar hojas nuevas (Verdier, 2002; Camargo, 2018).

Cuando se producen infecciones en plantas jóvenes inmaduras, las porciones aéreas pueden destruirse por completo. Cuando esto ocurre, las plantas suelen producir nuevos brotes, estos brotes jóvenes son extremadamente susceptibles y durante la temporada de lluvias se infectan rápidamente y así se prolonga la enfermedad (Lozano, 1974; Trujillo *et al.*, 1982; Trujillo, 1998).

Una larga temporada de lluvias con precipitaciones regulares (alternando fuertes lluvias y calor seco, días soleados) es el principal factor que potencia la expresión de la enfermedad. Además, el suelo pobre agrava el deterioro de la salud de las plantas de yuca (Fanou *et al.*, 2018).

Marcano y Trujillo (1984), demostraron que la expresión de los síntomas está muy relacionada con la precipitación y la alta humedad relativa. Verdier (2002) señala que la severidad de la enfermedad se incrementa cuando hay fluctuaciones amplias de la temperatura entre el día y la noche (entre 15 a 30 °C).

En ausencia de lluvia y alta humedad relativa, las poblaciones de la bacteria en las plantas disminuyen y la misma puede sobrevivir en los tejidos del tallo y las estacas y en los restos vegetales que caen al suelo, pero no en el suelo (Daniel y Boher, 1985b).

Rango de hospedantes

X. phaseoli pv. *manihotis* además de la yuca se ha encontrado en forma epifítica en malezas durante al menos 30 días, en concentración moderada en *Brachiaria deflexa* (Poaceae), *Mariscus alternifolius* (Cyperaceae), *Pupalia lappacea* (Amaranthaceae) y *Solanum nigrum* (Solanaceae), mientras que las concentraciones más bajas de la bacteria se determinaron en *Dactyloctenium aegyptium* (Poaceae), *Talinum triangulare* (Portulacaceae) y *Tridax procumbens* (Asteraceae) en 30 días. Algunas otras malezas soportaron un tiempo de supervivencia más corto del patógeno, como *Cyathula prostrata* (Amaranthaceae), *Digitaria horizontalis* (Poaceae), *Euphorbia heterophylla* (Euphorbiaceae) y *Physalis angulata* (Solanaceae) (Fanou *et al.*, 2017).

En Venezuela, Marcano y Trujillo (1984), encontraron que, en la época lluviosa, la bacteria pudo ser recuperada después de 90 días de malezas comunes en el cultivo de la yuca como *Acalypha alopecuroides*, *Amaranthus* sp., *Melochia pyramidata*, *Paspalum paniculatum* y *Ruellia tuberosa*.

Distribución geográfica

La bacteria es endémica en el oriente del país (principalmente los estados Anzoátegui, Monagas, Bolívar) y allí se conoce desde hace más de 40 años (Trujillo, 1998; Verdier *et al.*, 1998), también se ha detectado sobre todo en años muy húmedos en Aragua, Barinas, Portuguesa, Bolívar y Cojedes.

Diagnóstico

En campo si se tiene experiencia en el cultivo y la enfermedad, la bacteria es fácil de identificar, sobre todo por la formación de las manchas de aspecto húmedo, sin embargo, muchas veces puede y es

confundida por patologías producidas por hongos. En el laboratorio, la bacteria es fácilmente aislada en medio de cultivo y sus colonias pueden ser diferenciadas por el color blanco y aspecto mucoso en el medio de cultivo sobre todo con azúcares y se puede verificar la identificación realizando algunas pruebas fisiológicas y bioquímicas. Si se desea realizar estudios sobre la variabilidad de los aislamientos es necesario realizar pruebas moleculares.

Manejo de la enfermedad

Al igual que con otras enfermedades bacterianas, en este caso también existe la limitación de que no hay productos químicos con efectividad en el control de *X. phaseoli* pv. *manihotis* y debido a que la principal forma de diseminación de la bacteria es a través de los esquejes de plantas infectadas, lo más recomendable es seleccionar de plantaciones sanas el material para siembra. Desinfección de las herramientas para evitar la transferencia de la bacteria de una planta a otra. Así mismo se recomienda el control de malezas sobre todo en el período lluvioso, ya que la bacteria se ha encontrado en forma epifítica en especies muy frecuentes en plantaciones de yuca. Uso de materiales resistentes, en el país se tiene conocimiento de materiales con buen comportamiento al patógeno (Marcano *et al.*, 1982; Marcano *et al.*, 1984).

Con relación al control biológico, bacterias como *Pseudomonas fluorescens* y *Pseudomonas* sp. han resultado muy promisorias tanto *in vitro* como en plantas para el control de la bacteria (Martínez, 2008; Pernía, 2014).

CONCLUSIONES

Las bacterias fitopatógenas son causantes de graves problemas en la agricultura y responsables de producir enfermedades que pueden llegar a ocasionar grandes pérdidas en los cultivos que afectan.

En Venezuela, enfermedades como la marchitez bacteriana, Moko o hereque del banano producido por *R. solanacearum*, pudriciones blandas por *Pectobacterium carotovorum*, *P. atrosepticum* y *D. chrysanthemi*, huanglongbing o dragón amarillo por *Ca. Liberibacter asiaticus*, añublo bacteriano de la yuca por *X. ph.* pv. *manihotis* y tizón común de la caraota por *X. ph.* pv. *phaseoli*, constituyen un grave problema y son causa de graves enfermedades y pérdidas en los cultivos.

La identificación del agente causal de un problema en el campo, es de vital importancia para saber qué hacer a la hora de dar recomendaciones de manejo del patógeno involucrado, y en el caso de las enfermedades bacterianas es muy común asumir que se trata de un patógeno fungoso, lo que conlleva a la aplicación de fungicidas, lo que se traduce en una pérdida de recursos y por supuesto ningún control.

El diagnóstico de las bacterias, aunque es relativamente fácil, requiere de personal entrenado para tal fin y de pruebas confirmatorias en laboratorios.

Los patógenos bacteriano tienen el inconveniente de que prácticamente no hay productos químicos efectivos para su control y otras medidas recomendadas, algunas veces resultan inefectivas, debido a que no se realizan los controles necesarios como es el caso de uso de semilla sana, desinfectar herramientas o supervisar y controlar el traslado de material que puede ir infectado de una zona a otra.

El INSAI, para cumplir con su función de vigilancia fitosanitaria, necesita entrenar personal en el

área, dotar los laboratorios de diagnóstico con la logística necesaria (equipos y materiales y suministros, reactivos y formación de personal), establecer alianzas y colaboraciones con otras instituciones como institutos de investigación y universidades.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Agrios, G. 2005. Plant Pathology. 5th ed. Elsevier Academic Press. New York. 922 p.
- Albarracin M.; G. E. Trujillo; O. Borges 1982. La quemazón bacteriana de la caraota (*Phaseolus vulgaris*) en Venezuela. Rev. Fac. Agron. 12: 213-225.
- Álvarez, B; E.G. Biosca; M.M. López. 2010. On the life of *Ralstonia solanacearum*, a destructive bacterial plant pathogen. Current Research, Technology and Education Topics in Applied Microbiology and Microbial Biotechnology. 257-279.
- Ammar, E-D.; J.E. Ramos; D.G. Hall; W.O. Dawson; R.G. Jr. Shatters. 2016. Acquisition, Replication and Inoculation of *Candidatus Liberibacter asiaticus* following Various Acquisition Periods on Huanglongbing-Infected Citrus by Nymphs and Adults of the Asian Citrus Psyllid. PLoS ONE 11(7): e0159594. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0159594>.
- Ammar, E-D.; R. G. Jr. Shatters; C. Lynch; D.G. Hall. 2011. Detection and Relative Titer of *Candidatus Liberibacter asiaticus* in the Salivary Glands and Alimentary Canal of *Diaphorina citri* (Hemiptera: Psyllidae) Vector of Citrus Huanglongbing Disease. Annals of the Entomological Society of America. 104(3): 526-533.
- Arcila, M.J.; G.E. Trujillo. 1990. Identificación de bacterias fitopatógenas en semillas de frijol (*Vigna unguiculata* L. Walp. Subsp. *unguiculata*). Agron. Trop. (Maracay). 40: 193-204.
- Arocha, A. 2010. Efecto de extractos etanólicos de *Gliricidia sepium* (Jacq) Stend, sobre el control de *Ralstonia solanacearum* Smith, en plantas de *Solanum melongena* L. Trabajo de Grado. Facultad de Agronomía. Universidad Central de Venezuela. Maracay, Venezuela. 40 p.
- Audy, P.; A. Laroche; G. Saindon; H.C. Huang; R.L. Gilbertson. 1994. Detection of the bean common blight bacteria, *Xanthomonas campestris* pv *phaseoli* and *X-c phaseoli* var. *fuscans*, using the polymerase chain reaction. Phytopathology 84: 1185-1192.
- Boher, B.; V. Verdier. 1994. Cassava bacterial blight in Africa: the state of knowledge and implications for designing control strategies. Afr. Crop. Sci. J. 2(4): 505-509.
- Bove, J. M. 2006. Huanglongbing: A destructive, newly emerging century-old disease of citrus. J. Plant Pathol. 88: 7-37.
- Camacho-Tapia, M.; R.I. Rojas-Martínez; E. Zavaleta-Mejía; A. Rebollar-Alviter; S. Aranda-Ocampo; J. Suárez-Espinosa. 2016. Biological, ecological, epidemiological and management aspects of *Candidatus Liberibacter*. Revista Chapingo Serie Horticultura, 22(1): 5-16.
- Camargo, A.; C.E. López; C. Díaz. 2018. El progreso de síntomas de enfermedad en plantas de yuca *in vitro* causado por *Xanthomonas phaseoli* pv. *manihotis*. Revista SayWa, 1(2): 49-58.

- Charkowski A.; K. Sharma; M.L. Parker; G.A. Secor; J. Elphinstone. 2020. Bacterial Diseases of Potato. In: Campos H., Ortiz O. (eds) *The Potato Crop*. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-030-28683-5_10
- Charkowski, A.O. 2015. Biology and control of *Pectobacterium* in potato. *Am. J. Potato Res.* *Am. J. Potato Res.* DOI 10.1007/s12230-015-9447-7.
- Charkowski, A.O. 2018. The Changing Face of Bacterial Soft-Rot Diseases. *Annu. Rev. Phytopathol.* *56*: 269-88.
- Constantin, E. C.; I. Cleenwerck; M. Maes; S. Baeyen; C. Van Malderghema; P. De Vos; B. Cottyn. 2016. Genetic characterization of strains named as *Xanthomonas axonopodis* pv. *dieffenbachiae* leads to a taxonomic revision of the *X. axonopodis* species complex. *Plant Pathology* *65*: 792-806.
- Contreras de Velásquez, N.; G. Trujillo. 1984. Evaluación de *Xanthomonas campestris* (Smih) Dye. en lotes de semilla de caraota (*Phaseolus vulgaris* L.) mediante la técnica combinada del medio semiselctivo e inmunodifusión en agar. *Agron. Trop. (Maracay)* *34*: 59-68.
- Contreras, N. 2000. Reacción de germoplasma de *Phaseolus vulgaris* L. a la quemazón de la caraota por *Xanthomonas campestris* pv. *phaseoli* (Smith, 1897) Dye, 1978. Tesis de Grado. Doctorado en Ciencias Agrícolas. Universidad Central de Venezuela. Venezuela. 234 p.
- Custodio, F. 1993. Diagnóstico de bacterias en el cultivo del tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) en el estado Aragua. Trabajo de Grado. Facultad de Agronomía. Universidad Central de Venezuela. Maracay. 94 p.
- Daniel J.F.; B. Bohe. 1985a. Etude des modes de survie de l'agent causal de la bactériose vasculaire du manioc, *Xanthomonas campestris* pv. *manihotis*. *Agronomie* *5*: 339-346.
- Daniel, J.F.; B. Boher. 1985b. Etude des modes de survie de l'agent causal de la bacterie vasculaire vasculaire du manioc, *Xanthomonas campestris* pv. *manihotis*. *Agronomie* *5*: 339-346.
- Darrasse, A.; C. Bureau; R. Samson; C.E. Morris; M.A. Jacques. 2007. Contamination of bean seeds by *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli* associated with low bacterial densities in the phyllosphere under field and greenhouse conditions. *European Journal of Plant Pathology* *119*: 203-215.
- de O. Carvalho, A.; M.D. Cunha; R. Rodríguez; C.P. Sudré; I.S. Santos; K.V.S. Fernández; G.R. Rabelo; V.M. Gomes. 2011. Ultrastructural changes during early infection of *Vigna unguiculata* and *Phaseolus vulgaris* leaves by *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli* and an unexpected association between chloroplast and mitochondrion. *Acta Physiologia Plantarum* *33*: 2025-2033.
- Elphinstone J.G. 2005. The current bacterial wilt situation: a global overview. In: *Bacterial wilt disease and the Ralstonia solanacearum species complex*. Allen C, Prior P, Hayward AC, (eds.) St. Paul, MN: APS Press, 9.
- Fanou, A.A.; V.A. Zinsou; K. Wydra. 2018. Cassava Bacterial Blight: A Devastating Disease of Cassava. *IntechOpen*. <https://doi.org/10.5772/intechopen.71527>.

- Fanou, A.A.; V.A. Zinsou; K. Wydra. 2017. Survival of *Xanthomonas axonopodis* pv. *manihotis* in weed species and in cassava debris: implication in the epidemiology of Cassava Bacterial Blight. *Int. J. Adv. Res.* 5(4): 2098–2112. <https://doi.org/10.21474/ijar01/4057> 10.
- Faría, A.; G.E. Trujillo; Y. Hernández; M. Albarracín; N. Sanabria de Albarracín. 1991. Pudrición acuosa en frutos de pimiento (*Capsicum annuum*) ‘Vizcain’. XII Congreso Nacional de Fitopatología. Maturín. Venezuela (Memorias).
- Faría, A.; Y. Hernández; T. Barreto; G. Trujillo. 1993. *Erwinia chrysanthemi* afectando papa. XII Congreso Nacional de Fitopatología. Maturín. Venezuela. (Memorias).
- Faría, A.; Y. Hernández; G. Trujillo. 1993. Presencia de la marchitez bacteriana de la papa en Sanare, Edo. Lara y caracterización del patógeno a nivel de biovar. *Fitopatol. Venez.* 6: 43 (Resumen).
- Fegan, M; P. Prior. 2005. How Complex is the “Species Complex”. In: *The Disease and the Species Complex*. Allen C.; Prior P.; Hayward A.C. (eds.). American Phytopathological Society. St. Paul, Minnesota. pp. 449-461.
- Fegan, M; P. Prior. 2006. Diverse members of the *Ralstonia solanacearum* species complex cause bacterial wilts of banana. *Australas. Plant Pathol.* 35: 93-101.
- Flores, C. 2009. Aislamiento y evaluación *in vitro* e *in vivo* del efecto antagonista de bacterias y sus metabolitos, sobre *Xanthomonas phaseoli* causante de la quemazón bacteriana de la caraota (*Phaseolus vulgaris* L.). Trabajo Especial de grado. Postgrado en Agronomía. Universidad Central de Venezuela. 91 p.
- Francisco, N; G. Gallegos Morales; Y.M. Ochoa Fuentes; F.D. Hernández Castillo; A. Benavides Mendoza; F. Castillo Reyes. 2013. Aspectos fundamentales del tizón común bacteriano (*Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli* Smith): Características, patogenicidad y control. *Revista Mexicana de Fitopatología* 31 (2): 147-160.
- Fraser, L. R.; D. Singh; S. P. Capoor; T. K. Nariani. 1966. Greening virus, the likely cause of citrus dieback in India. *FAO Plant Prot. Bull.* 14: 127-130.
- Fuentes, R. 2014. Identificación de una bacteriosis en geranio (*Pelargonium zonale* (L.) Ait) y posibles alternativas de control. Trabajo de Grado. Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela. Maracay. 68 p.
- Fuentes, R.; Y. Hernández; R. Mejías. 2013. Bacteriosis en geranio y alternativas de control. XXIII Congreso Venezolano de Fitopatología. Sociedad Venezolana de Fitopatología. Caracas. Venezuela.
- García, R.; A. García; L. Delgado. 1999. Marchitez bacteriana del tomate causada por el biovar 2 A, de *Ralstonia solanacearum* en algunas localidades del Estado Merida-Venezuela. *Revista Forestal Venezolana.* 43(2): 183-189.
- Genin, S. 2010. Molecular traits controlling host range and adaptation to plants in *Ralstonia solanacearum*. *New Phytol.* 187: 920-928.

- Gent, D.H.; J.M. Lang; H.F. Schwartz. 2005. Epiphytic survival of *Xanthomonas axonopodis* pv. *allii* and *X. axonopodis* pv. *phaseoli* on leguminous hosts and onion. *Plant Disease* 89: 558-564.
- Goszczyńska, T.; J.J. Serfontein. 1998. Milk-Tween agar, a semiselective medium for isolation and differentiation of *Pseudomonas syringae* pv. *syringae*, *Pseudomonas syringae* pv. *phaseolicola* and *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli*. *Journal of Microbiological Methods* 32: 65-72.
- Gottwald, T. R.; J.V. da Graca; R.B. Bassanezi. 2007. Citrus huanglongbing: The pathogen and its impact. APSnet Feature Story, [http:// www.apsnet.org/online/feature/huanglongbing/](http://www.apsnet.org/online/feature/huanglongbing/)
- Guevara, Y.; A. Rodón; R. Solórzano. 1980. Bacteriosis del mango (*Mangifera indica* L.) en Venezuela. *Sintomatología e identificación. Agron. Trop. (Maracay)*. 34: 152-160.
- Guevara, Y.; A. Maselli; M. Mireles; R. Figueroa; M. Marcano; A. Rondón. 2002. Evaluación de cuatro productos para el control de la bacteriosis (*Erwinia* spp.) en frutos de mango (*Mangifera indica* L.). *Revista Mexicana de Fitopatología* 20: 110-113.
- Hayward, A.C. 1991. Biology and epidemiology of bacterial wilt caused by *Pseudomonas solanacearum*. *Annu. Rev. Phytopathol.* 29: 65– 87.
- Hayward, A.C. 1994. The Hosts of *Pseudomonas solanacearum*. In: *Bacterial Wilt: The Disease and Its Causative Agent, Pseudomonas solanacearum*. Hayward, A.C. and Hartman, G.L. (eds.). CAB International, Wallingford. pp. 9-24.
- Hernández, Y. 1996. Revisión Sobre Investigaciones de las Enfermedades de la Yuca (*Manihot esculenta* Crantz) en Venezuela. En: *La yuca frente al hambre tropical*. Universidad Central de Venezuela. pp. 131-140.
- Hernández, Y. 2004. Enfermedades causadas por bacterias, hongos y virus en las aráceas comestibles: ocumo y taro. A. Montaldo, C. Zambrano y P. Zárrega (eds.). Ediciones OPSU. pp. 99-105.
- Hernández, Y. 2009. Enfermedades en plantas ornamentales. Identificación y control. Tesis de Grado. Doctorado en Ciencias Agrícolas. Facultad de Agronomía. Universidad Central de Venezuela. 222 p.
- Hernández, Y.; G. Trujillo; C. Medina. 2007a. Alternativas de Control de *Pectobacterium carotovorum* con Productos Naturales y Extractos Vegetales. XX Congreso Venezolano de Fitopatología. San Felipe Estado Yaracuy.
- Hernández, Y.; G. Trujillo; C. Medina. 2007b. Alternativas de Control de *Dickeya chrysanthemi* con Productos Naturales y Extractos Vegetales. XX Congreso Venezolano de Fitopatología. San Felipe Estado Yaracuy (Memorias).
- Hernández, Y.; N. Mariño; G. Trujillo; T. Urbina. 2005. Invasión de *Ralstonia solanacearum* en tejidos de tallos de tomate. *Rev. Fac. Agron. (LUZ)*. 22: 181-190.
- Hernández, Y.; G. Trujillo; C. Muñoz, 1999. Identificación de bacterias que afectan a tomate, pimentón, ají y berenjena en Venezuela. 31ST Annual Meeting of the Organization of Nematologist of Tropical America (ONTA) and the 39TH Annual Meeting of the American Phytopathological Society-Caribbean Division (APS-DC). San Juan-Puerto Rico. P. B-8.

- Hernández, Y.; M. Mago; B. Paiva; R. Mejías; P. Rodulfo; Y. Quintana. 2013a. Evaluación en casa de cultivo de algunas alternativas para el control de *Ralstonia solanacearum* Smith, causante de la marchitez bacteriana en tomate. XXIII Congreso Venezolano de Fitopatología. Sociedad Venezolana de Fitopatología. Caracas. Venezuela (Memorias).
- Hernández, Y.; O. Castillo; R. Mejías; P. Madriz. 2012. Control de *Pectobacterium* sp. mediante bacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPR) en condiciones *in vitro*. 1er Congreso Venezolano de Ciencia Tecnología e Innovación LOCTI-PEI. Ministerio del Poder Popular para la Ciencia Tecnología e Innovación. Caracas. Venezuela. pp. 368.
- Hernández, Y.; R. Mejías; B. Paiva; P. Madriz; P. Rodulfo. 2013b. Evaluación en condiciones de umbráculo de diferentes alternativas de control de *Pectobacterium carotovorum* causante de la pudrición blanda de la papa (*Solanum tuberosum* L.). XXIII Congreso Venezolano de Fitopatología. Sociedad Venezolana de Fitopatología. Caracas. Venezuela (Memorias).
- Herrera, D.; Y. Hernández, 2014. Técnicas de inmunofluorescencia indirecta y microaglutinación en portaobjeto para el diagnóstico rápido de *Ralstonia solanacearum* Smith en tomate (*Solanum lycopersicum* L.). Rev. Fac. Agron. (Maracay) 40(3): 127- 135.
- INSAI (Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral, Venezuela). 2017. Providencia Administrativa N° 046/2018 mediante la cual se establece las medidas y los procedimientos fitosanitarios para la prevención, control y contención de la enfermedad denominada Huanglongbing (HLB) (en línea). Gaceta Oficial de Venezuela N° 41.248. 02 oct. Consultado 20 jun. 2021. Disponible en <https://bit.ly/38I8iHy>
- Jacques, M.A.; K. Josi; A. Darrasse; R. Samson. 2005. *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli* var. *fuscans* is aggregated in stable biofilm population sizes in the phyllosphere of field-grown beans. Applied Environmental Microbiology 71: 2008-2015.
- Kado, C. 2006. *Erwinia* and related genera. In: The Prokaryotes. A Handbook on the Biology of Bacteria. Springer Science+Business Media, LLC. Third Edition. Syngapur. Vol. 6: pp. 443-450.
- Karim, Z; M. S. Hossain; M.M. Begum. 2018. *Ralstonia solanacearum*: A threat to potato production in Bangladesh. Fundamental and Applied Agriculture. 3(1): 407-421.
- Kong, H.G.; J.Y. Bae; H.J. Lee; H.J. Joo; E.J. Jung; E. Chung; S-W. Lee. 2014. Induction of the viable but nonculturable state of *Ralstonia solanacearum* by low temperature in the soil microcosm and its resuscitation by catalase. PLoS One 9(10): e109792
- Lopes, S. A.; G. F. Frare; E. Bertolini; M. Cambra; N. G. Fernandes; A. J. Ayres; D.R. Martin; J. M. Bove. 2009. Liberibacter associated with citrus huanglongbing in Brazil: 'Candidatus Liberibacter asiaticus' is heat tolerant, 'Ca. L. americanus' is heat sensitive. Plant Disease 93: 257-262.
- Lozano J. 1986. Cassava bacterial blight: a manageable disease. Plant Dis. 70: 1089-1093.
- Lozano, J. C. 1973. Bacterial Blight of Cassava in Central and South America: Etiology, Epidemiology and Control. Centro Internacional de Agricultura Tropical, (CIAT) Cali, Colombia. 19 p.

- Lozano, J. C.; L. Sequeira. 1974. Bacterial Blight of Cassava in Colombia: Epidemiology and Control. *Phytopathology*, 64(1): 83-88.
- Mansfield, J.; S. Genin; S. Magori; V. Citovsky; M. Sriariyanum; P. Ronald; M. Dow; V. Verdier; S.V. Beer; M.A. Machado. 2012. Top 10 plant pathogenic bacteria in molecular plant pathology. *Mol Plant Pathol.* 13(6): 614-629
- Marcano M.; G. Trujillo. 1982. Bacteriosis de la yuca; identificación de algunos aspectos epidemiológicos del patógeno que pueden utilizarse para disminuir los danos ocasionados por la enfermedad. *Fonaiap Divulga (Venezuela)* 1: 12-13
- Marcano M.; G. Trujillo. 1984. Perpetuación de la bacteria *Xanthomonas campestris* pv. *manihotis* (Berthet y Bondar) Dye. en el suelo a través de resto de cosecha. *Agronomía Tropical.* 34(4-6): 7-19
- Marcano, M.; G. Trujillo; J. Luciani; A. Rondón. 1982. Respuesta de algunos cultivares de yuca (*Manihot esculenta* Crantz) al añublo bacteriano. *Agron. Trop. (Maracay)* 31: 1-10.
- Marcano, M.; G. Trujillo. 1981. Papel de las malezas y otras plantas cultivadas en relación a la perpetuación de *Xanthomonas campestris* pv. *manihotis* causante del añublo bacteriano de la yuca. 17ª Reunión Sociedad Caribeña de los Cultivos Alimenticios. Caracas. (Memorias).
- Martínez, E. 2008. Selección *in vitro* e *in vivo* de aislamientos bacterianos con capacidad antagónica contra *Xanthomonas axonopodis* pv. *manihotis*. Trabajo de Grado. Facultad de Agronomía. UCV. Maracay. Venezuela. 67 p.
- Marys, E.; R. Mejías; E. Rodríguez-Román; A. Mejías; M. Mago. 2021. Citrus huanglongbing in Venezuela: partial distribution and the relative incidence of *Candidatus Liberibacter asiaticus* in central-northern states. *Agronomía Tropical* 71: e4605364
- Marys, E.; E. Rodríguez-Román; R. Mejías; A. Mejías; M. Mago; Y. Hernández. 2020. First report on molecular evidence of *Candidatus Liberibacter asiaticus* associated with citrus Huanglongbing in Venezuela (en línea). *Journal of Plant Pathology* 102:1333. Consultado 20 jun. 2021. Disponible en <https://doi.org/fn7j>
- Maselli, A.; A. Rondón; V. Tellechea. 1989. Incidencia de bacteriosis en semillas de lechosa (*Carica papaya* L.) XI Seminario de Fitopatología. Trujillo. Venezuela (Memorias).
- Mejías, R. 2010. Uso de bacterias antagonistas para el control de la marchitez bacteriana causada por *Ralstonia solanacearum* Smith en el cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill). Trabajo de Grado. Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela. Maracay. 62 p.
- Morales, P.; M. Cermeli; E. Monteverde. 2021. La citricultura venezolana en tiempos del Huanglongbing. Visión actual y retos futuros. *Agronomía Tropical* 70: e4323260
- Muñoz, C.; Y. Hernández; G. Trujillo. 1995. Diagnóstico de enfermedades bacterianas del tomate (*Lycopersicon esculentum*) en el Municipio Tovar del Estado Aragua. *Revista Forestal Venezolana* I: 52 (Resumen).
-

- Nava, C. 2002. Las enfermedades del plátano en Venezuela y su control. Ediciones Astro Data S.A. Maracaibo, Venezuela. 174 p.
- Paiva, B. 2010. Evaluación del uso de *Calotropis procera* (Ait) R.Br. y *Heliotropium indicum* L. en el control de *Ralstonia solanacearum* Smith en tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). Trabajo de Grado. Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela. Maracay. 60 p.
- Pelz-Stelinski, K. S.; R.H. Brlansky; A. Ebert; M.E. Rogers. 2010. Transmission Parameters for *Candidatus Liberibacter asiaticus* by Asian Citrus Psyllid (Hemiptera: Psyllidae). J. Econ. Entomol. 103(5): 1531-1541
- Pernía, M. 2014. Evaluación del efecto de extractos vegetales y productos de bajo impacto ambiental sobre el control de *Xanthomonas axonopodis* pv. *manihotis*. Trabajo de Grado. Facultad de Agronomía. UCV. Maracay. Venezuela. 73 p.
- Perreaux, D.; H. Maraite; J.A. Meyer. 1986. Detection of 3 (methylthio) propionic acid in cassava leaves infected by *Xanthomonas campestris* pv. *manihotis*. Physiological and Molecular Plant Pathology 28: 323-328.
- Pino, I. 2001. Identificación de bacterias fitopatógenas en cultivos hortícolas durante la postcosecha. Trabajo Especial de Grado. Postgrado en Agronomía. Facultad de Agronomía. UCV. 136 p.
- Pontis, V.R.D. 1954. La quemazón bacteriana común de la caraota. Instituto Nacional de agricultura. Maracay. Venezuela. Boletín de Extensión N° 9.
- Quintana, Y.; Y. Hernández; R. Mejías. 2018. Extractos vegetales para el control de *Ralstonia solanacearum* Smith agente causal de la marchitez bacteriana del tomate. Revista de la Facultad de Agronomía (Maracay) 44(2): 41-52.
- Rodríguez, S.A.; N. Sanabria de Albarracín; A.E. Arjona; M. Albarracín; Y. Hernández. 2002. Diagnóstico postcosecha de enfermedades bacterianas en zanahoria. Fitopatol. Venez. 15:17-20.
- Rodríguez, Y.; M. Soto; L. Marín. 2020. La sanidad vegetal en Venezuela: el rol del Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral. Agronomía Tropical 70: 1-22.
- Rodulfo, P. 2018. Efecto de bacterias antagonistas y bioestimulantes comerciales sobre el control de *Ralstonia solanacearum* Smith en plantas de pimentón (*Capsicum annuum* L.). Trabajo Especial de Grado. Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela. Maracay. 91 p.
- Safni, I.; I. Cleenwerck.; D.P. Vos; M. Fegan; L. Sly; U. Kappler. 2014. Polyphasic taxonomic revision of the *Ralstonia solanacearum* species complex: proposal to emend the descriptions of *Ralstonia solanacearum* and *Ralstonia syzygii* and reclassify current *R. syzygii* strains as *Ralstonia syzygii* subsp. *syzygii* subsp. nov., *R. solanacearum* phylotype IV strains as *Ralstonia syzygii* subsp. *indonesiensis* subsp. nov., banana blood disease bacterium strains as *Ralstonia syzygii* subsp. *celebesensis* subsp. nov. and *R. solanacearum* phylotype I and III strains as *Ralstonia pseudosolanacearum* sp. nov. Int. J. Syst. Evol. Microbiol. 64: 3087-3103.
- Schaad, N.; J. Jones; W. Chun. 2001. Laboratory guide for identification of plant pathogenic bacteria. 3^{era} ed. The American Phytopathological Society St. Paul, Minnesota. USA. 371 p.

- SENASICA. 2019. Ficha técnica Huanglongbing '*Candidatus Liberibacter spp.*' Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria-Dirección General de Sanidad Vegetal - Programa de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria. Con la colaboración del Laboratorio Nacional de Referencia Epidemiológica Fitosanitaria (LaNREF) Cd. de México. Fichja técnica 78 Última actualización: abril, 2019. 34 p.
- Sheppard, J.; C. Kurowski; P.M. Remeeus. 2007. Detection of *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli* and *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli* var. *fuscans* on *Phaseolus vulgaris*. International Rules for Seed Testing 7-021.
- Sundin, G.W.; L.F. Castiblanco; X. Yuan; Q. Zeng; C-H. Yang. 2016. Bacterial disease management: challenges, experience, innovation and future prospects. *Molecular Plant Pathology*. 17: 1506-1518.
- Thind, B.S. 2019. *Phytopathogenic Bacteria and Plant Diseases*. C.R.C. Press. Boca Ratón, E.E.U.U. 398 p.
- Trujillo, G. 1998. Fundamentos de Bacterias Fitopatógenas. *Rev. Fac. Agron. (Maracay)*. Alcance 56. 211 p.
- Trujillo, G.E.; Y. Hernández; M.J. Garrido. 1997. La Colección de Patógenos de Plantas de la Facultad de Agronomía de la Universidad Central de Venezuela. Caso: Bacterias Fitopatógenas *Rev. Fac. Agron. (Maracay)* 23: 165-168.
- Trujillo, G.; L. Subero; J. Luciani. 1982. Añublo bacteriano de la yuca en la zona central del país. *Rev. Fac. Agron. (Maracay)*. 12: 213-226.
- Trujillo, G.; Y. Hernández; C. Muñoz. 2000. Semilleros de tabaco afectados por *Erwinia carotovora* subs. *atroseptica* en el estado Cojedes, Venezuela. *Rev. Fac. Agron. (Maracay)* 26: 27-38.
- Varela, G.; Y. Hernández; G. Trujillo. 1999. La pudrición del tallo de la batata (*Ipomea batatas* L. Lam.) en Maracay, estado Aragua, Venezuela. *Rev. Fac. Agron. (Maracay)* 25: 29-40.
- Verdier, V. 2002. Bacteriosis Vascular (o Añublo Bacteriano) de la yuca causada por *Xanthomonas axonopodis* pv. *manihotis*. In: *La Yuca del tercer milenio*. Capítulo 9. Cali, Colombia: Centro Internacional de Agricultura Tropical. 148-159.
- Verdier, V.; S. Restrepo; G. Mosquera; V. Jorge; C. López. 2004. Recent progress in the characterization of molecular determinants in the *Xanthomonas axonopodis* pv. *manihotis*-cassava interaction. *Plant Molecular Biology* 56: pp. 573-584.
- Verdier, V.; S. Restrepo; G. Mosquera; M.C. Duque; A. Gerstl; R. Laberry. 1998. Genetic and pathogenic variation of *Xanthomonas axonopodis* pv. *manihotis* in Venezuela. *Plant Pathology* 47: 601-608.
- Xu, C. F.; Y. H. Xia; K.B. Li; C. Ke. 1988. Further study of the transmission of citrus huanglongbing by a psyllid, *Diaphorina citri* Kuwayama., *Proceedings of the 10th Conference of the International Organization of Citrus Virologists*, L. W. Timmer, S. M. Garnsey, L. Navarro [eds.]. University of California, Riverside, CA.
-

- Yuliar, Y.; Y.A. Nion; K. Toyota. 2015. Recent trends in control methods for Nion bacterial wilt diseases caused by *Ralstonia solanacearum*. *Microbes and Environments* 30: 1–11.
- Zamani, Z.; M. Bahar; M.A. Jacques; M.R. Lak; A. Akhavan. 2011. Genetic diversity of the common bacterial blight pathogen of bean, *Xanthomonas axonopodis* pv. *phaseoli*, in Iran revealed by rep-PCR and PCR-RFLP analyses. *World Journal of Microbiology and Biotechnology* 27: 2371-2378.

Principales problemas fitosanitarios causados por hongos y similares en la Agricultura Venezolana

Dorian Rodríguez

Postgrado de Fitopatología, Decanato de Agronomía, Universidad Centroccidental Lisandro Alvarado, Barquisimeto, Estado Lara. Venezuela

RESUMEN

De los diversos microorganismos fitopatógenos, los hongos son el grupo que más enfermedades ocasiona, por lo que es donde más se centran los esfuerzos. Esta relación aplica igualmente en Venezuela, y la gravedad del daño ocasionado por ellos depende de factores ambientales, varietales, variabilidad genotípica del patógeno, manejo y aspectos económicos del país. Se seleccionaron las enfermedades más importantes, en base a la distribución del patógeno y su efecto en diversos cultivos; se analizó su biología, epidemiología, la distribución en el país, manejo, algunos avances logrados y su estado general en cuanto a diagnóstico. Se considera que las enfermedades más importantes son la antracnosis, rizoctoniasis, marchitez por *Fusarium*, roya del café, pudriciones por *Phytophthora* y sigatoka en musáceas. Tres de las seis enfermedades analizadas son inducidas por patógenos habitantes del suelo, y tres por patógenos diseminados por el aire, por lo que tienen características y estrategias de manejo comunes. Se ha generado mucha información en el país, pero se encuentra en bibliotecas, informes institucionales, memorias de congresos, y artículos científicos, muchas veces de acceso limitado; urge cambiar a formato digital y colocarlo en internet al alcance del público de manera permanente, actualizada y gratuita. Así mismo, es necesario establecer programas de vigilancia y pronóstico de enfermedades más activos para evitar graves daños en la agricultura debido a enfermedades, lo cual podría conducirse en cooperación con instituciones públicas, universidades, asociaciones de productores y empresa privada.

Palabras clave: Manejo, distribución, *Fusarium*, *Colletotrichum*, *Phytophthora*, Sigatoka.

*Autor de correspondencia: Dorian Rodríguez

E-mail: dorianalcides@gmail.com

Main phytosanitary problems caused by fungus and similar in Venezuelan Agriculture

ABSTRACT

Of the various phytopathogenic microorganisms, fungi are the group that causes the most diseases, so it is where most efforts are focused. This relationship applies equally in Venezuela, and the severity of the damage caused by them depends on environmental and varietal factors, genotypic variability of the pathogen, management and economic aspects of the country. The most important diseases were selected based on the distribution of the pathogen and its effect on various crops; their biology, epidemiology, distribution in the country, management, some advances achieved and their general diagnostic status were analyzed. The most important diseases are considered to be anthracnose, rhizoctoniasis, Fusarium wilt, coffee rust, Phytophthora rots and sigatoka in musaceae. Three of the six diseases analyzed are induced by soil-inhabiting pathogens, and three by airborne pathogens, so they have common characteristics and management strategies. Much information has been generated in the country, but it is found in libraries, institutional reports, conference proceedings, and scientific articles, often with limited access; it is urgent to change to digital format and place it on the Internet within the reach of the public in a permanent, updated and free manner. It is also necessary to establish more active disease surveillance and prognosis programs to avoid serious damage to agriculture due to diseases, which could be conducted in cooperation with public institutions, universities, producer associations and private enterprise.

Key words: Management, distribution, *Fusarium*, *Colletotrichum*, *Phytophthora*, Sigatoka.

INTRODUCCIÓN

Anualmente, el 40% de los cultivos alimentarios a nivel mundial se pierden a causa de las enfermedades e insectos plagas de las plantas, lo cual provoca el hambre de millones de personas (FAO, 2019); pero, el nivel de pérdidas dependedel grado de desarrollo de los países (FHIA, 2007 citado por Juárez-Becerra *et al.*, 2010). De los diversos microorganismos fitopatógenos que atacan a las plantas, los hongos son el grupo que más enfermedades ocasiona, por lo que es donde más se centran los mayores esfuerzos (Rodríguez-Guzmán, 2001). En Venezuela, la situación de los hongos fitopatógenos es similar y la gravedad del daño depende de la importancia y la extensión de los cultivos, su resistencia genética, los cambios genotípicos de las poblaciones de los patógenos, las variaciones climáticas, el manejo y las condiciones económicas del país. Esto hace que hongos endémicos, eventualmente se conviertan en un problema.

En este trabajo se pretende revisar algunos aspectos generales de lo que se considera los principales problemas fitopatológicos ocasionados por los hongos y similares en el país. Se tomó como criterio aquellos patógenos que causan daños en diferentes cultivos de importancia económica, generando enfermedades cuyos síntomas son similares. Algunos involucran varias especies dentro de un mismo género, o varias formas especiales dentro de una misma especie. Para la descripción del patógeno, síntomas y manejo se utilizó literatura genérica producida en diversos países, mientras que en la distribución y diagnóstico se discuten aspectos generales y específicos en Venezuela. Además, se hacen algunos análisis y recomendaciones sobre acciones que deberían tomarse a nivel nacional.

1. Antracnosis

La antracnosis es una de las enfermedades más comunes de los cultivos en el país. Con particular importancia se presenta en frutales, como parchita (*Passiflora edulis* Sims), aguacate (*Persea americana* Mill.), mango (*Mangifera indica* L.), lechosa (*Carica papaya* L.), guanábana (*Annona muricata* L.), fresa (*Fragaria x ananassa* L.), guayaba (*Psidium guajava* L.), banana (*Musa* spp.), cítricas (*Citrus* spp.); en leguminosas, como la caraota (*Phaseolus vulgaris* L.), frijol (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.), soya (*Glycine max* (L.) Merr.); en hortalizas como tomate (*Solanum lycopersicum* L.), pimentón (*Capsicum annum* L.), berenjena (*Solanum melongena* L.); y en otros cultivos como café (*Coffea arabica* L.) y ornamentales. Los daños ocasionados por la enfermedad pueden ir desde una disminución del área fotosintética, hasta la pérdida parcial de la planta y sus productos, lo que resulta en una reducción drástica de los rendimientos comerciales. En cada cultivo, las pérdidas pueden ser hasta de un 20 a 50%, entre pre y poscosecha.

a. Patógeno

Aunque existen varios géneros que causan antracnosis, el principal patógeno causante es actualmente conocido como complejo *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz) Penz y Sacc. (estado anamorfo o asexual) y su estado teleomorfo o sexual es *Glomerella cingulata* (Stoneman) Spaulding y von Schrenk (EPPO, 2019; CABI, 2021). El hongo pertenece a la División Ascomycota, Orden Phyllachorales, Familia Glomerellaceae. El Género *Colletotrichum* tiene varias especies que se pueden conseguir en diferentes cultivos; así, *C. musicola* y *C. musae* son frecuentemente encontradas causando pudrición de la corona en “manos” cortadas de bananos y antracnosis en la cáscara de éstos, durante almacenamiento (Global Plant Protection News, 2018); *C. lindemuthianum* causa la antracnosis de la caraota (IICA, 2008); el complejo de especies *C. acutatum* (Phoulivong *et al.*, 2010) y *C. fragariae*, inducen igual enfermedad en fresa (Damnn, *et al.*, 2012; Urdaneta *et al.*, 2013). Pero el complejo de especies *C. gloeosporioides* es cosmopolita, pudiendo competir con las especies antes mencionadas en los mismos cultivos o partes de éstos.

b. Síntomas de la enfermedad

Colletotrichum puede causar daño en todos los órganos de la planta y a menudo el nombre de la enfermedad varía de acuerdo al síntoma observado. En la lámina y pedúnculo de las hojas, así como en los frutos, el hongo ocasiona lesiones necróticas de color grisáceo, hundidas que comienzan como manchas acuosas pequeñas y van creciendo de manera redondeada. A medida que avanza el patógeno, el centro de la lesión se vuelve necrótico y comienza a observarse pequeñas gotas de color salmón o naranja, que corresponden con la masa de condios del hongo. Las lesiones pueden llegar a cubrir hasta más del 50% de la superficie del fruto; cuando ellas comienzan desde etapas tempranas del desarrollo del fruto, el daño puede llegar hasta la semilla, destruyéndola completamente o puede transmitirse la enfermedad al siguiente cultivo y morir la plántula al germinar la semilla. Este síntoma es lo que le da el nombre a la enfermedad de antracnosis y es común en parchita, mango, aguacate, cítricas, guayaba, fresa, tomate, berenjena, leguminosas, café y otros cultivos (Agrios, 2005; Lakshmi *et al.*, 2011; Buriticá *et al.*, 2019).

En los tallos y en las ramas primarias, secundarias y terciarias, el ataque comienza cuando el tejido es joven y tierno, pero se hace visible a medida que las ramas crecen. Se observan lesiones ovaladas que se van agrandando a medida que el hongo avanza y uniéndose a otras lesiones. El área

necrosada avanza desde el extremo distal hacia el punto de inserción a la rama, causando la muerte de toda la ramificación. En el centro de las lesiones necrosadas y luego en toda la rama afectada se observan diminutos puntos negros que corresponden con los acérvulos del hongo. Este síntoma se conoce como muerte regresiva del tallo y con frecuencia, *Colletotrichum* se encuentra asociado con otro hongo, como *Lasiodiplodia*. En los tallos principales, especialmente de los frutales, pueden observarse lesiones ovaladas que crecen radialmente, dejando el centro necrosado, donde se pueden visualizar los diminutos puntos negros correspondientes a las estructuras del hongo. Este daño se conoce como cáncer o chancro del tronco (Agrios, 2005; Huerta-Palacios *et al.*, 2009).

El hongo es capaz de infectar las flores, causando necrosis, muerte o caída de éstas, por lo que afecta el rendimiento del cultivo, este daño se observa con frecuencia en cítricas, parchita, mango y aguacate. A veces, la flor logra sobrevivir y el hongo pasa al fruto y lo infecta; también puede alojarse en el pedicelo necrosando el tejido, impidiendo el paso de nutrientes hacia el fruto en formación, éstos llegan a marchitarse, arrugarse y caerse o quedarse colgados momificados; como sucede en parchita, fresa, aguacate, guayaba (Agrios, 2005; Huerta-Palacios *et al.*, 2009; Guédez, 2017).

c. Estructuras y Ciclo de vida

El ciclo de vida del hongo causante de la antracnosis posee dos fases: la fase asexual, que se da durante el período vegetativo y reproductivo de la planta. En esta etapa, las esporas (conidios o ascosporas), transportadas por el viento, se posan sobre la superficie del vegetal, sean hojas, flores, frutos o tallo, germinan y el tubo germinativo penetra el tejido de la planta. En el interior de la planta, el micelio crece, se ramifica e invade las células, alimentándose de su contenido. Eventualmente, el micelio cercano a la superficie comienza a producir estructuras reproductivas llamadas acérvulos, en cuyo interior se producen los conidios. Los conidios están cubiertos por una película gelatinosa que los mantiene unidos en una masa que a simple vista tienen una coloración naranja. Estos nuevos conidios se liberan en el ambiente y son transportados por el viento y el agua salpicada sobre la superficie, hasta nuevas áreas libres de la enfermedad de la misma planta o de otras cercanas y se inicia nuevamente el proceso de infección. Este ciclo se repite varias veces durante la etapa productiva de la planta (Agrios, 2005; Huerta-Palacios *et al.*, 2009; Guédez *et al.*, 2015)

En las hojas, ramas, flores y frutos secos, al final del ciclo vegetativo y reproductivo de la planta, el hongo comienza su propia reproducción sexual dando origen a las ascosporas dentro de estructuras llamadas ascos, que a su vez están en peritecios. Durante este proceso, ocurre intercambio genético, pudiendo dar origen a nuevas variantes del hongo. Esto se conoce como la “fase sexual” del hongo, al que, por sus estructuras, se le ha conocido con el nombre de *Glomerella* (Agrios, 2005; CABI, 2021b).

d. Condiciones favorables para la enfermedad (Epidemiología)

La incidencia y severidad de las enfermedades fungosas están asociadas, generalmente, a la presencia del hongo, el estado fisiológico de la planta y las condiciones climáticas. La antracnosis sigue este mismo patrón de comportamiento, por lo que en zonas donde el patógeno es endémico el daño causado por la enfermedad va a depender de la época del año. El hongo es capaz de sobrevivir las condiciones climáticas desfavorables en los restos vegetales infectados que quedan en el campo producto de la poda y la cosecha, así como en el tejido infectado sobre la planta. Esta sobrevivencia se da como micelio del hongo atrapado en el tejido de la planta y como conidios y ascosporas (Agrios,

2005). Con la llegada de un nuevo ciclo lluvioso, se incrementa la humedad y se activan las esporas que son liberadas al ambiente y llevadas por el viento, el salpique del agua hasta las plantas, o el agua formada por la condensación y escurrida sobre la superficie (Huerta-Palacios *et al.*, 2009), con lo cual se inicia la infección y la diseminación de la enfermedad.

El factor climático que determina el desarrollo de la antracnosis en un cultivo dado es la humedad. Tanto el agua libre, como la humedad relativa juegan un papel crucial en la producción, dispersión y germinación de las esporas. En Venezuela, los pisos altitudinales, por su temperatura, definen el tipo de cultivo a desarrollar; y la combinación de estos dos indica el patógeno más probable a presentarse. Esto es cierto para todos los patógenos, y para muchas especies de *Colletotrichum*; sin embargo, el complejo de especies de *C. gloeosporioides* tiene un amplio rango de hospedantes y de adaptación a condiciones climáticas, es posible encontrarlo tanto en zonas cálidas como frescas. Por lo tanto, en este caso particular, la incidencia de la antracnosis depende más de la humedad, aunque otros factores, como temperatura y viento puedan influenciar la intensidad de la epidemia de la enfermedad.

Urdaneta (2017) encontró, en la zona sur del Lago de Maracaibo, que la cantidad de conidios en el aire y la incidencia de *C. gloeosporioides* en frutos de guayabo estaban directa y significativamente correlacionadas con la precipitación, siendo más alta en los meses de agosto a noviembre, cuando la precipitación es mayor, que en los primeros meses del año cuando ésta es mínima. En cuanto a la temperatura, la autora encontró una correlación negativa y significativa entre ésta y la producción de conidios, observó una disminución de la cantidad de conidios con el aumento de dos grados de temperatura. Esto demuestra que la producción y liberación de conidios es sensible a los cambios mínimos de temperatura, no obstante, ella manifiesta la posibilidad de la influencia del rocío en la producción de conidios y en la infección.

Huerta-Palacios *et al.* (2009), trabajando con *C. gloeosporioides* en mango, en Chiapas, México, encontraron que, aunque la antracnosis en hojas crece todo el año, la severidad de la enfermedad estaba asociada positivamente con la temperatura mínima del punto de rocío y negativamente con la humedad relativa mínima. En la época de mayor precipitación, la cantidad de conidios y la incidencia de la enfermedad era menor, debido al lavado de éstos. La temperatura mínima del punto de rocío y la humedad relativa mínima adecuada, producen la condensación del vapor del aire sobre las hojas suficiente para liberar los conidios de los acérvulos, diseminarlos y promover su germinación sobre las hojas y ramas nuevas (Huerta-Palacios *et al.*, 2009).

Guédez *et al.* (2015) estudiaron los eventos de la infección de flores y frutos del guayabo (inoculados sobre la planta) por *C. gloeosporioides* en el municipio Baralt del estado Zulia, al sur del Lago de Maracaibo; observaron el inicio de la germinación de los conidios a las 4 horas después de la inoculación (hdi), la penetración del hongo a las 8 hdi, la colonización de los tejidos a las 12 hdi, la formación de conidióforos y conidios a las 48 hdi, los primeros síntomas, bajo el microscopio de barrido, a las 72 hdi, en el microscopio simple a las 96 hdi y a simple vista a las 120 hdi. Esto demuestra la rapidez con que ocurre la infección de las flores y los frutos, dadas las condiciones ambientales.

e. Distribución de la enfermedad a nivel nacional

Como se señaló anteriormente, la antracnosis es cosmopolita, su patógeno, *Colletotrichum* es polífago y ataca varios cultivos, por lo tanto, está presente en casi todas las regiones productivas del país (Cuadro 1).

Cuadro 1. Estados de Venezuela donde se encuentran cultivos afectados por antracnosis causada por especies de *Colletotrichum*.

Cultivo	Estado de Venezuela	Especie de <i>Colletotrichum</i>
Parchita, aguacate, guanábana, guayaba y musáceas, Naranja	Zona Sur del Lago de Maracaibo (Zulia, Táchira, Mérida y Trujillo), Yaracuy, Carabobo	Grupo <i>C. gloeosporioides</i>
Fresa	Lara, Trujillo, Táchira, Miranda	Grupo <i>C. acutatum</i> , <i>C. fragariae</i>
Caraota, Frijol, Soya	Lara, Yaracuy, Aragua, Portuguesa	<i>C. lindemuthianum</i>
Tomate, Pimentón, Aji	Lara, Yaracuy, Aragua, Trujillo, Mérida, Monagas, Anzoategui, Sucre y Nueva Esparta	Grupo <i>C. gloeosporioides</i>

f. Manejo de la enfermedad

Actualmente, el manejo de la enfermedad, por parte de los productores, se basa en la aplicación de control químico. Existen algunas moléculas químicas que son efectivas para prevenir ataques fuertes de la enfermedad. Sin embargo, algunos problemas mayores inciden sobre la efectividad real del método de control, los cuales pueden resumirse en los siguientes:

1. El costo de los productos químicos ante el mercado deprimido actual hace difícil la decisión por parte de los agricultores de realizar este control, especialmente si se suma tener que enfrentar otros problemas directos e indirectos del cultivo.
2. Los controles se realizan cuando se ven los síntomas en los frutos. Se ha visto, en lo desarrollado anteriormente, que la enfermedad se inicia mucho antes, incluso de la floración. El hongo ataca las hojas y ramas, y de aquí pasa a las flores y frutos lo que indica que los controles deben realizarse cuando no se han formado estos órganos.
3. El inóculo sobrevive en los restos de cosecha y poda, que generalmente son dejados en el campo, cerca de los cultivos. No importa cuánto se gaste en controles químicos, si no se eliminan estos focos de infección, el hongo va a seguir causando problemas.
4. Muchos fruticultores no realizan las podas de saneamiento, o si la realizan, no lo hacen oportunamente. Esta práctica debe generalizarse, si se desea bajar los daños de las epidemias de la enfermedad.

g. Diagnóstico de la enfermedad

Como se mencionó anteriormente, los tratamientos se inician cuando se observan los síntomas en los frutos; en regiones endémicas y épocas propicias para las epidemias, las prácticas del cultivo para prevenir daños deben comenzarse con anterioridad. En ese sentido, el conocimiento sobre el ciclo de la enfermedad y las condiciones climáticas predisponentes pueden convertirse en una buena herramienta de predicción y manejo del problema, por lo que pudiera considerarse como una fortaleza.

Esto requiere que los productores consideren llevar un registro local del clima y del manejo de los cultivos en la región para poder planificar sus propias siembras.

h. Información referencial

Los organismos de investigación nacional han realizado trabajos sobre la antracnosis en diferentes cultivos, los cuales han sido expuestos en reuniones técnicas. Sin embargo, la mayor parte de esa información se ha quedado congelada en las memorias de las reuniones, en artículos científicos o dispersos en capítulos de libros y en las gavetas de las oficinas. Algunas instituciones como el Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas (INIA) y Universidades lograron editar revistas divulgativas y científicas que contienen parte de esa información, como ejemplo de ello están INIA Divulga, Agrotécnico de la Facultad de Agronomía de la Universidad del Zulia. El alto costo de estos instrumentos de divulgación y el avance acelerado de la información han vuelto obsoletos estos medios. Las redes sociales y las páginas web de internet son, en la actualidad, el mecanismo de divulgación más rápido para hacer llegar una información a los productores. La combinación de estos medios con los tradicionales parece la estrategia más indicada para el manejo de la misma.

2. Rizoctoniasis

Con el nombre “rizoctoniasis” se incluyen todas las enfermedades causadas por el género *Rhizoctonia*. Cultivos muy importantes en el país son atacados por este hongo, entre ellos se incluye al maíz (*Zea mays* L), arroz (*Oryza sativa* L.) y papa (*Solanum tuberosum* L.). La rizoctoniasis puede llegar a causar pérdidas en el orden del 20 al 30%. Los síntomas han dado lugar a diferentes nombres de enfermedades, así, por ejemplo la “mancha bandeada del maíz”, el “añublo de la vaina del arroz” y la “costra negra de la papa”.

a. Patógeno

Rhizoctonia es un patógeno que vive en el suelo, desde donde invade los tejidos de las plantas. Taxonómicamente, el hongo pertenece a la División Basidiomycota, Orden Ceratobasidiales, Familia Ceratobasidiaceae (CABI, 2019b). Es un complejo de hongos en cuyo estado asexual no produce esporas, pero sí esclerocios que constituyen su estructura principal de diseminación; además, posee un micelio grueso de color marrón con constricción en el punto de ramificación, la cual se forma en ángulo recto. El complejo *Rhizoctonia* incluye patógenos, cuyo micelio es multinucleado, y no patógenos, algunos en relación simbiótica con las plantas, los cuales poseen dos núcleos por célula (Gonzalez-García, 2008). La especie que ataca maíz, arroz y papa es *Rhizoctonia solani* Kühn, y su estado sexual o Teleomorfo es *Thanatephorus cucumeris* (Frank) Donk; aunque se ha encontrado al género *Ceratobasidium*, un binucleado, causando daño en maíz (Medina *et al.*, 2012).

Dentro de la especie *Rhizoctonia solani*, las cepas se diferencian por su capacidad de fusionarse sus hifas, lo que condujo a formar Grupos de Anastomosis (AG). Se han identificado 14 AG, de los cuales dos han sido encontrados en maíz, los grupos AG1-IA y AG2-2IIIB; tres en arroz, AG1-IA, AG1-IB y AG2-2IIIB; y cuatro en papa, AG3, AG4 (HGI, HGII y HGIII), AG5 y AG9(TP y TX) (González-García, 2008). En Venezuela, se han identificado los grupos AG1-IA en maíz y arroz (Cedeño *et al.*, 1996; Hernández *et al.*, 2003) y AG3 y AG2.1 en papa (Cedeño *et al.*, 2001; Escalona *et al.*, 2012). Mediante el análisis de la región ITS 5.8S ADN_r de aislados de *R. solani*, obtenidos de cultivos de arroz y maíz en Portuguesa, Gonzalez-Vera (2012) encontró una alta diversidad genética en ambas poblaciones del hongo, pero sin flujo de genes entre ellas; además, las

poblaciones en arroz se reproducían asexualmente, mientras que la de maíz presentaba evidencia de reproducción sexual.

b. Síntomas de la enfermedad

En el maíz, los síntomas se caracterizan por zonas decoloradas, alargadas, en hojas, brácteas, tallos y mazorcas, alternando con bandas oscuras (Cardona *et al.*, 1999); por lo que la enfermedad recibe el nombre de “mancha bandeada del maíz”. En condiciones de alta humedad, en las lesiones puede observarse micelio del hongo de color marrón claro y esclerocios pequeños, redondos y negros (CIMMYT, 2004).

En arroz, el hongo ocasiona manchas alargadas en las hojas y vainas, de forma elíptica, de 2 a 3 cm de longitud, de color verde oscuro, con el centro grisáceo y márgenes color café; dando origen al nombre de “tizón de la vaina” o “bruzone de la vaina”. Las lesiones pueden unirse y causar la muerte de la hoja. De las hojas, puede pasar al tallo y causar la muerte de toda la planta. En arroz de riego, las machas se observan al nivel de la superficie del agua; y en el arroz de secano, aparecen a nivel del suelo. Sobre las manchas se forman los esclerocios, que se desprenden con facilidad. Los síntomas se manifiestan, generalmente, a partir del período de más intenso macollamiento y se observa en forma de parches en el cultivo (CIAT, 1982).

En papa, en los brotes nuevos se pueden observar lesiones marrones que llegan a estrangular la plántula. Si el ataque no es violento, la planta puede continuar su crecimiento lentamente y el estrangulamiento puede inducir la formación de tubérculos aéreos. En general, la planta se observa más pequeña por lo que puede identificarse en el campo. Cuando las condiciones de humedad y temperatura son adecuadas, puede observarse un micelio blanco creciendo en la base del tallo, al microscopio puede observarse las basidias típicas de la fase sexual del hongo, las cuales se desprenden con facilidad. En los tubérculos infectados se pueden observar los esclerocios del hongo, que no se desprenden con facilidad y desde donde crece nuevamente el micelio e infecta la nueva planta que nace de este tubérculo-semilla. Por esto se conoce la enfermedad con el nombre de costra negra de la papa” (Torres, 2002).

c. Estructuras y ciclo de vida

En ausencia de esporas, el hongo sobrevive e inicia la infección con los esclerocios, los cuales permanecen de manera saprófita en el suelo, ya sea libres o en restos vegetales por tiempo indefinido. Al inicio de lluvias y con las nuevas siembras, los esclerocios se activan y el micelio se desarrolla, alcanzando el tejido de la planta de las raíces y la base del tallo. El micelio penetra en el tejido, se alimenta de las células y avanza por el tallo, llegando a las brácteas y las hojas causando las lesiones características. El hongo puede alcanzar la mazorca del maíz y las espigas del arroz, y dañarlos completamente. En todas las lesiones, se forman los esclerocios a partir del aglomerado del micelio, éstos se desprenden y caen al suelo para entrar a un estado de latencia hasta el nuevo ciclo del cultivo (Agrios, 2005).

d. Condiciones favorables para la enfermedad (Epidemiología)

El hongo se disemina por el agua de escorrentía, por las herramientas e implementos agrícolas, por los animales y en los zapatos de las personas que frecuentan los campos. En los campos de maíz y arroz, la temperatura óptima para la activación de los esclerocios está en los 28 - 30 °C, la cual, con

una humedad relativa de 96%, la enfermedad se hace muy destructiva (Meneses *et al.*, 2001). En los campos de papa y hortaliza, la temperatura óptima es de 15 – 18 °C. Los suelos deben estar húmedos, pero los excesos de agua y sequía desfavorecen al patógeno; sin embargo, condiciones de estrés para las plantas durante las primeras fases de desarrollo, favorecen la invasión del patógeno (Agrios, 2005; Torres, 2002; Herbario virtual, 2021)

e. Distribución de la enfermedad a nivel nacional

Rhizoctonia se encuentra en todos los suelos donde se cultiva maíz y arroz; ha sido reportado en los estados Guárico, Portuguesa, Barinas, Cojedes, Yaracuy (Cardona *et al.*, 1999; Rodríguez *et al.*, 2001). En papa, se ha encontrado en Táchira, Mérida, Trujillo y Lara (Escalona *et al.*, 2011).

f. Manejo de la enfermedad

Para el manejo de la enfermedad, se han realizado trabajos sobre control químico, cultural, biológico, mejoramiento genético e integrado (Nass y Rodríguez, 1994; Rodríguez *et al.*, 1999; Ulacio *et al.*, 1999; Rodríguez *et al.*, 2001; Zambrano *et al.*, 2002; Bastidas *et al.*, 2015; Cardona y Delgado, 2016). Actualmente, en maíz, los métodos más usados son el uso del control biológico, con *Trichoderma* sp. y variedades resistentes, cuando se consigue la semilla. El hongo *Trichoderma* ha demostrado ser efectivo en el control de *Rhizoctonia* y actualmente existen empresas venezolanas que producen y suministran el producto. En cuanto a las variedades, tanto el INIA, como la Fundación DANAC tienen una oferta de variedades nacionales que han obtenido a través de los años, producto de sus investigaciones; así como también, empresas extranjeras que realizaban investigación de campo, evaluando la adaptabilidad de sus materiales. Producto de esos trabajos, existe en el país una lista de materiales de maíz elegibles de 97 híbridos y 11 variedades (Silva, 2015).

Sin embargo, no todos esos materiales tienen resistencia total a *Rhizoctonia*, se han obtenido algunos con resistencia parcial, que contribuyen a reducir los daños causados por el patógeno; por lo que, para el manejo de la enfermedad sigue siendo aconsejable utilizar el control biológico y las prácticas culturales para complementar el efecto de las variedades. El otro problema que se presenta en la actualidad es que, dadas la situación del país, muchas empresas ofertantes de semilla ya no se encuentran en Venezuela, y lo que es peor, los programas de mejoramiento de las instituciones nacionales se han disminuido sustancialmente.

En cuanto al arroz, el cultivo presenta la particularidad de estar parte de su ciclo en el agua, lo que favorece al patógeno. Algunas prácticas de manejo pueden favorecer el desarrollo de la enfermedad, por lo que se recomienda corregirlas para reducir los efectos de ésta, como son: (Meneses *et al.*, 2001; Pérez-Iglesia *et al.*, 2018).

- a) Preparación de suelos. Los esclerocios sobreviven en el suelo y en los restos de cosecha; enterrar éstos a buena profundidad contribuye a disminuir el inóculo, además, hacerlo durante en fanguero reduce la viabilidad de los esclerocios. En lo posible, quemar los restos de cosecha, inmediatamente después de la misma.
 - b) Usar semilla certificada y tratada de variedades resistente o tolerantes
 - c) Densidad de siembra. Alta densidad favorece la enfermedad.
-

- d) Nivel de fertilización nitrogenada. Debe hacerse según los análisis de suelo, porque excesos de nitrógeno favorecen al patógeno,
- e) Ciclo de la variedad. Variedades de ciclo largo, porte alto y escaso macollamiento escapan a la enfermedad.
- f) Época de siembra. Evitar, en lo posible, las épocas de mayor humedad relativa
- g) Lámina de agua. Mantenerla baja

En relación a las variedades de arroz en Venezuela, existen programas de mejoramiento muy dinámicos, en el sector público (INIA) y privado (DANAC, FUNDARROZ, APROCELLO) que cooperan entre sí y con instituciones internacionales como el CIAT. Producto de este trabajo, existen una serie de materiales que anualmente, mediante la participación de SENASEM en la certificación de variedades y semilla, se ofrecen a los productores.

Para el 2011, el programa de certificación de semilla era dominado por dos variedades: SD20A y Venezuela 21 (Ortiz y López, 2012). La primera fue producida por DANAC en 2008 (Jayaro *et al.*, 2016), la segunda por el INIA en 2004 (Acevedo *et al.*, 2004); aunque en el mercado se encuentran muchos otros materiales y los programas continúan generando nuevas variedades (Jayaro *et al.*, 2016). Todos los materiales, sin embargo, tienen solo alguna tolerancia al tizón de la vaina y por tanto, el manejo de la enfermedad debe hacerse integrando las prácticas mencionadas anteriormente.

g. Diagnóstico de la enfermedad

El diagnóstico de la enfermedad se basa en la sintomatología y la observación de los esclerocios del hongo. Aunque se hayan identificado algunas especies diferentes del mismo patógeno, la reacción del cultivo, en general, y prácticas de manejo para controlar la enfermedad son similares. Actualmente, se utilizan las técnicas moleculares para diagnosticar genéticamente las poblaciones predominantes en los cultivos de arroz y maíz (Perdomo *et al.*, 2007; González-Vera, 2012)

h. Información referencial

La mayoría de la información referente al maíz y arroz se encuentra en artículos científicos publicados en *Agronomía Tropical*, *Bioagro*, revistas nacionales de las Facultades de Agronomía de la UCV, LUZ, UNELLEZ, revistas extranjeras, en publicaciones divulgativas como INIA Divulga, *Agrotécnico*; a las que se accede a través de las bibliotecas de estas instituciones. También es posible encontrar información en las páginas electrónicas de las Asociaciones de Productores y fundaciones privadas como Fundarroz y Danac.

3. Marchitez por *Fusarium*

La enfermedad de la marchitez por *Fusarium*, o marchitez vascular, como también se conoce, afecta a diversos cultivos, como frutales, hortalizas, leguminosas, causando la muerte total de la planta. Se inicia en focos dentro de una plantación y en pocos años puede cubrir toda una extensión, dejando el terreno inhabilitado para plantar el mismo rubro.

a. Patógeno

El patógeno se conoce como *Fusarium oxysporum*, habita en el suelo y desde allí infecta las raíces, invadiendo los haces vasculares de la planta. Pertenece a la División Ascomycota, Orden Hypocreales, Clase Sordariomycetes, Familia Nectriaceae (CABI, 2021a). De él se conocen formas especiales (f.sp), que afectan a cultivos en particular, así *F. oxysporum* f.sp. lycopersici (Fol) ataca a tomate, *F. oxysporum* f.sp cubense (Foc) a bananos, *F. oxysporum* f.sp. phaseoli a caraota, *F. oxysporum* f.sp. sesami a ajonjolí (*Sesamum indicum* L.), *F. oxysporum* f.sp. passiflorae a parchita (Agrios, 2005). Morfológicamente, todas las formas especiales de *F. oxysporum* son similares, solo se diferencian en su capacidad de atacar a los cultivos en particular (Arbeláez, 2000). Existe otra especie que ataca los cultivos y los síntomas de la enfermedad pueden confundirse, en etapas tardías, se trata de *Fusarium solani*; este hongo ataca el cuello de las plantas, causando un pudrición de la corteza. Evidencia molecular en las últimas décadas ha mostrado que lo que tradicionalmente se ha considerado como *F. oxysporum* es en realidad un complejo de especies, no obstante, se necesita aún más información para realizar cambios taxonómicos en el patógeno (Gordon y Martyn, 1997).

Existen también especies de *Fusarium oxysporum* no patogénico en el suelo y como habitante endófito en las plantas, lo cual complica la identificación del patógeno por vía morfológica, haciéndose necesaria pruebas de patogenicidad. En algunos casos, estas especies no patogénicas han estado asociadas con un control biológico de las especies patogénicas (Arbeláez, 2000).

En algunas formas especiales se han identificado razas que se localizan en algunas zonas. De *F. oxysporum* f.sp. lycopersici, por ejemplo, se conocen las razas 1, 2 y 3 que atacan variedades específicas en tomate y ají (*Capsicum chinense* Jacq.) (Hernández *et al.*, 2014); en Venezuela se han reportado las razas 1 y 2 (Lugo, 1998, citado por Pérez-Pivat, 2013). En bananos, aunque no corresponda con la definición exacta de razas fisiológicas, de Foc se conocen las razas 1, 2 y 4, que afectan diferentes clones del cultivo (Ploetz, 2015). La raza 1 de Foc ataca al cultivar Gros Michel, conocido en Venezuela como Cuyaco (*Musa* AAA), y al cambur manzano (Silk) (*Musa* AAB); la raza 2 afecta al clon topocho (Bluggoe) (*Musa* ABB); la raza 4, que ha sido subdividida en dos: la raza subtropical 4 (Foc RSU4), que afecta a Cavendish (*Musa* AAA) y los clones susceptibles a las razas 1 y 2 en el subtrópico; y la raza tropical 4 Foc R4T, que afecta a los mismos clones de Foc RSU4, pero en condiciones tropicales.

Actualmente existe una alerta epidemiológica sobre Foc R4T, ya que la enfermedad se reportó en 2019 en Colombia (García-Bastidas *et al.*, 2019) y, más recientemente, en Perú (Agroforum.pe, 2021), con lo cual se crea una amenaza para las musáceas en Venezuela (Martínez *et al.*, 2020). En algunos cultivos, como parchita y bananos, el ataque de *F. oxysporum* ha estado asociado con el de nematodos, por lo que su control debe ser conjunto para poder reducir los daños.

b. Síntomas de la enfermedad

Una vez ingresado el hongo en las raíces, se multiplica e invade los haces vasculares del floema y el xilema, ocasionando el taponamiento de éstos con sus micelio y esporas. Las hojas bajas (en plantas herbáceas) y ramas externas (en árboles) de la planta comienzan a mostrar un amarillamiento general y adormecimiento (Vásquez-Ramírez y Castaño-Zapata, 2017). En el caso del banano, las hojas terminan doblándose, quedando colgada al lado del pseudotallo. A medida que el patógeno avanza en las capas internas del tallo, también lo hacen las siguientes hojas y ramas, terminando en una marchitez generalizada de la planta (Ploetz, 2015). Algunas plantas, como la parchita pierden

las hojas (Ortiz y Hoyos, 2012). En el caso de los bananos, al final queda levantada solo la hoja apical, aún sin abrir. Esta característica diferencia la enfermedad de otra causada por la bacteria *Ralstonia solanacearum*, en la cual el marchitamiento comienza por la hoja apical y avanza hacia las externas (Álvarez, et al., 2012a).

Al realizar un corte longitudinal del tallo, puede observarse líneas marrones en el área del floema, que se corresponden con el tejido necrosado. En bananos, un corte transversal del pseudotallo, a un metro de altura sobre el suelo, muestra anillos concéntricos de tejido necrosado, de color marrón oscuro, quedando el centro blanco, que corresponde con el tejido del xilema, sin afección del patógeno (Ploetz, 2015). En el caso de *R. solanacearum*, es el centro donde comienza a observarse el tejido necrosado (Álvarez et al., 2013a). Adicionalmente, aunque no siempre se presenta y otras enfermedades también pueden causarla, el pseudotallo del banano muestra un engrosamiento excesivo en el primer metro de altura, causando separación de las brácteas.

c. Estructuras y ciclo de vida

Al hongo no se le conoce la reproducción sexual, solo estructuras del estado asexual. Además del micelio, posee tres tipos de esporas: macroconidios, microconidios y clamidosporas; las primeras son hialinas ($27-55 \times 3,3-5,5 \mu\text{m}$), tienen forma de media luna, multicelulares, con 3 - 5 septos, con la base en forma de pie, formadas en fíalides. Los microconidios ($5-16 \times 2,4-3,5 \mu\text{m}$) son hialinos, ovalados, unicelulares, formados a partir de conidióforos y en falsas cabezas; son más abundantes que los macroconidios y responsables de la mayor diseminación de la enfermedad. Macro y microconidios están agrupados en esporodoquios. Las clamidosporas son las responsables de la supervivencia del patógeno en el suelo por períodos de más de 20 años; son esporas de resistencia porque tienen paredes gruesas. Se forman en pares o individuales, intercaladas o terminales en el micelio y en las macroconidias, son redondas ($7-11 \mu\text{m}$). En medio de cultivo, *F. oxysporum* forma colonias con micelio aéreo y coloración rojiza en la base, característico de la especie (Arbeláez, 2000; Pérez-Vicente, et al., 2014).

Las clamidosporas permanecen en el suelo y se activan tan pronto se presenten las condiciones de humedad y existan plantas susceptibles. Ellas germinan e inician la invasión de las raíces, comenzando inmediatamente la producción de macro y microconidios, destruyendo el tejido de la planta. Cuando se agota el tejido vegetal, el hongo comienza la formación de clamidosporas, que permanecen en él o son liberadas al suelo, donde se mantiene en estado dormante hasta el nuevo ciclo (Agrios, 2005; Vásquez-Ramírez y Castaño-Zapata, 2017).

d. Condiciones favorables para la enfermedad. Epidemiología

La alta humedad de los suelos y altas temperaturas favorecen el desarrollo de la enfermedad. Las esporas del hongo son fácilmente diseminadas en el agua de escorrentía y en el suelo que es transportado en los implementos agrícolas, en las ruedas de los tractores y vehículos, en las patas de los animales y en el calzado de las personas. Algunos factores físicos y químicos del suelo han sido asociados con un incremento de la enfermedad. De acuerdo con Stover (1962, citado por Pérez-Vicente et al., 2014), los suelos livianos (arenosos) son favorables a *Foc*, sin embargo, los suelos pesados (limosos y arcillosos) retienen más humedad, por lo tanto crean mejores condiciones para la diseminación de la enfermedad. Algunos minerales en el suelo han sido reportados tener cierta influencia en la disminución o aumento de incidencia del patógeno (Pérez-Vicente et al., 2014), sin embargo, éstos deben estar en equilibrio para el buen funcionamiento de la planta. Así mismo,

mantener el pH entre 6,5 y 7,5 contribuye a reducir los daños de la enfermedad (Vásquez-Ramírez y Castaño-Zapata, 2017), sin embargo, hay zonas con pH muy alto (+/- 8) y es muy costoso para pequeños agricultores, bajarlos a los niveles recomendados. Se ha observado que el patógeno puede parasitar también en plantas silvestres, por lo tanto, éstas constituyen una reservorio del hongo (López-Zapata y Castaño-Zapata, 2019).

e. Distribución de la enfermedad a nivel nacional

Cultivo	Estado	Especie
Tomate, Pimentón, Caraota,	Barinas, Lara, Trujillo, Mérida, Aragua, Yaracuy	<i>F. oxysporum</i> f.sp. lycopersici <i>F.oxysporum</i> f.sp. phaseoli
Parchita	Lara, Yaracuy, Zulia	<i>F. oxysporum</i> f.sp. passiflorae
Cambur manzano	Aragua, Zulia, Trujillo, Barinas, Portuguesa, Cojedes, Sucre, Monagas,	<i>F. oxysporum</i> f.sp. cubense. Raza 1
Topocho	Aragua, Barinas, Portuguesa, Yaracuy,	<i>F. oxysporum</i> f.sp. cubense. Raza 2

f. Manejo de la enfermedad

No existe un control efectivo para la marchitez por *Fusarium*. Sin embargo, pueden tomarse algunas medidas preventivas para reducir la incidencia, dentro de un manejo integrado del cultivo. Entre éstas, se puede mencionar: la selección del lote de terreno con historial libre de la enfermedad, usar semilla certificada que carezca del patógeno; debe utilizarse variedades resistentes en los cultivos donde se compruebe que existe (Pérez-Vicente *et al.*, 2014; Vásquez-Ramírez y Castaño-Zapata, 2017). En el caso de tomate, ya existen algunas variedades comerciales resistentes al patógeno. En el caso de parchita, se han encontrado materiales genéticos de *Passiflora* con resistencia al patógeno, los cuales pueden ser usado en programas de injertación con *P. edulis* (Londoño, 2012). En bananos, existen pocos clones disponibles con características similares a Cavendish que sean resistentes a Foc R4T, algunos originados por la vía de somaclones en Asia muestran tolerancia local pero aún no están disponibles para Latinoamérica (Martínez *et al.*, 2020).

En caso de trasplantes, las plántulas hortícolas o frutales deben ser producidas en suelo estéril o libre del hongo. En tomate y parchita, el hongo *Trichoderma* spp. y la bacteria *Bacillus* spp. han inducido una menor incidencia de marchitez en pruebas de invernadero (Alarcón, 2012; Pérez-Pivat, 2013), pero aún falta por demostrar su efecto en campo (Pérez-Vicente *et al.*, 2014).

g. Diagnóstico de la enfermedad

En general, el diagnóstico de la enfermedad se basa en la sintomatología mostrada por los cultivos. En tomate, se ha logrado identificar la presencia de las razas 1 y 2. En cambur manzano y topocho, se han utilizado las pruebas diferenciales con los clones del grupo Cavendish, Gros Michel, y topocho para determinar las razas 1 y 2. Así mismo, se han realizado pruebas de compatibilidad vegetativa (GCV) (Guédez y Rodríguez, 2004; Rodríguez *et al.*, 2006; Porteles *et al.*, 2015) para demostrar la presencia de los GCV 01215, 0120 y 01220. Es necesario implementar los protocolos moleculares que faciliten la identificación rápida y el descarte de la presencia de Foc R4T.

Es necesario, igualmente, incrementar el uso de las técnicas moleculares para el diagnóstico de la enfermedad en los otros cultivo afectados, especialmente en suelo, ya que el único método disponible, en la actualidad, es la prueba de patogenicidad, la cual consume mucho tiempo para poder obtener resultados. Un diagnóstico del patógeno en el suelo, ayudaría a planificar mejor las siembras evitando los suelos infectados y las pérdidas debidas a este patógeno en cultivos tan costosos como los frutales.

h- Información nacional referente

La información sobre este patógeno se pueden encontrar en las revistas científicas venezolanas Agronomía Tropical, Bioagro, Revistas de las Facultades de Agronomía de UCV, LUZ, UNELLEZ, UDO, Fitopatología Venezolana, en revistas extranjeras y en las tesis de grado y trabajos especiales de estudiantes y profesores, ubicadas en las bibliotecas de las Universidades. Sin embargo, es necesario colocar esta información en internet a disposición de todo el público.

4. Roya del Cafeto

El café es uno de los cultivos históricamente más importantes del país, y a nivel mundial, el de mayor importancia en el comercio internacional (Arneson, 2011). La roya es la enfermedad más significativa y devastadora que presenta el rubro, a nivel nacional y mundial. Se estima que la enfermedad ocasiona una disminución del 30% de los rendimientos del café, afectando la economía de sus productores, quienes, en su mayoría, son pequeños agricultores. En Venezuela, el hongo se detectó en el estado Táchira en 1984 (Silva-Acuña *et al.*, 1997) y se extendió por todo el país.

a. Patógeno

El patógeno causante de la roya del cafeto o roya anaranjada del cafeto, como también se conoce, es *Hemileia vastatrix* Berkeley & Broome, de la División Basidiomycota, Orden Pucciniales, Clase Pucciniomycetes, Familia Puccinaceae (CABI, 2020). Del hongo se conocen 45 razas y 40 grupos fisiológicos (Romero, 2013), pero, dada su capacidad de mutación, se continúan descubriendo nuevas razas (CATIE, 2019). En Venezuela, se han reportado solo las razas I y II (Silva-Acuña *et al.*, 1997), pero se sospecha de la existencia de otras, dada la severidad con que se observa la enfermedad, incluso en variedades, consideradas resistentes. Las técnicas moleculares han ayudado a caracterizar las poblaciones, más allá de lo que permiten los métodos fisiológicos; usando espaciadores internos transcribibles del ADN ribosomal (ITS) se ha logrado conocer las relaciones entre las poblaciones de roya y su variabilidad (Cristancho *et al.*, 2007; Quispe-Apaza *et al.*, 2017).

b. Síntomas de la enfermedad

La roya del cafeto se caracteriza por lesiones pequeñas de color amarillo claro, pálido, sobre el haz de las hojas, a medida que las lesiones crecen, en el envés se observa una masa pulverulenta, de color amarillo-naranja a ladrillo, que luego se torna marrón oscuro. Esta masa se desprende fácilmente al tocarla o ser impactadas por el viento. La enfermedad causa defoliación que conlleva un retraso en el desarrollo y la consecuente reducción del rendimiento (Arneson, 2011).

c. Estructuras y ciclo de vida

Es una roya microcíclica, produce tres tipos de esporas: uredosporas, teliosporas (esporas de resistencia) y basidiosporas. Sin embargo, solo las uredosporas son infectivas y sobreviven en las hojas

que quedan sobre la planta. Las uredosporas nacen en pedicelos cortos que sobresalen a través de los estomas del envés de las hojas; tienen forma arriñonada con una cara lisa y la otra con proyecciones en forma de espinas (Arneson, 2011).

d. Condiciones favorables para la enfermedad. Epidemiología

El hongo sobrevive como micelio en el tejido de la planta y como uredosporas, en las pocas hojas que persisten sobre ella durante la época seca. Cuando comienzan las lluvias, se inicia la producción de uredosporas que son llevadas por el viento, el salpique del agua de lluvia y por los insectos, hasta las hojas nuevas. El agua líquida de las lluvias estimula la germinación de las uredosporas, la cual toma unas 5 horas, con temperaturas entre 15 y 29 °C (óptima de 22 °C), y la infección ocurre a través de los estomas del envés de las hojas. Las nuevas esporas son producidas 10 a 14 días después de la infección y se continúan produciendo durante 5 meses, dando un total de unas 300.000 uredosporas por lesión (Arneson, 2011).

Al liberarse, estas esporas inician nuevamente la infección en nuevas hojas, de manera tal que se producen varios ciclos de la enfermedad durante un período de cultivo. El rocío es suficiente para la producción de uredosporas, pero no para su germinación, necesiéndose agua libre sobre la hoja, por lo que la infección se da durante los períodos lluviosos (Arneson, 2011).

e. Distribución de la enfermedad a nivel nacional

En Venezuela es posible encontrar plantas de café desde los 200 m hasta cerca de los 2 000 m de altitud, pero las condiciones óptimas para la roya está alrededor de los 800 – 1 000 m, precisamente, donde se encuentra la mayor superficie cultivada. Geográficamente, el patógeno está presente en los estados andinos (Táchira, Mérida, Trujillo), Lara, el pie de monte de Portuguesa y Barinas, Miranda, Monagas, la zona montañosa de Zulia y Falcón.

f. Manejo de la enfermedad

El manejo del cultivo puede ayudar a mantener un bajo nivel de infección de la roya. La siembra a plena exposición solar, por ejemplo, contribuye a reducir la enfermedad, porque modifica las condiciones de luz y humedad que favorecen al patógeno (Arneson, 2011). Sin embargo, altera el ecosistema que afecta a los animales nativos y migratorios. Además, depende de las variedades utilizadas. Otro aspecto es la fertilización. La deficiencia nutricional aumenta la susceptibilidad de las plantas al patógeno. Por otra parte, la competencia que ejercen las arvenses influye sobre la susceptibilidad; además, afectan la circulación de aire y contribuyen a mantener un microclima húmedo entre las plantas.

El control químico ha demostrado ser la herramienta más rápida y efectiva de controlar la enfermedad, en ese sentido, los fungicidas cúpricos, así como algunos sistémicos, han logrado mantener bajos niveles de incidencia y severidad (Silva-Acuña *et al.*, 2002). En las condiciones de Venezuela, se debe adaptar los equipos para poder usar esta práctica, debido a la topografía accidentada en la que están nuestros cafetales.

El control biológico tiene un potencial de uso si se logra vencer las dificultades encontradas en campo. Microorganismos habitantes de las hojas y de manera endófito, como *Lecanicillium* (= *Verticillium*)

lecani han demostrado tener efecto sobre inducción de resistencia al patógeno de la roya en pruebas *in vitro*, pero, aún necesitan investigación para su uso en campo. Otros como *Bacillus thuringiensis*, *Pseudomonas* sp., *Xanthomonas* sp. han mostrado que inducen, igualmente, resistencia en la planta al hongo (Cristancho, 2002).

La resistencia varietal es quizás, la estrategia más extensivamente estudiada para controlar la roya. En Venezuela, se sembraban, más comúnmente, variedades de la especie *Coffea arabica*, Caturra, Catuai, Pacas, Típica y luego se produjo Bramon I, una multilinea generada con resistencia horizontal a la roya, utilizando progenies de Catimores (Caturra x Híbrido de Timor (*C. arabica* x *C. canephora*)), Cavimores (Catuai x Catimor) y Sarchimores (Villa Sarchis x Catimor) y de germoplasma etíope, los cuales fueron introducidos a Venezuela, a través del INIA Táchira, dando inicio a un programa de evaluación en la década de los 80's (Bustamante *et al.*, 2001).

Un posterior análisis indicó que los materiales también mostraban diferencias en cuanto a las variables de producción y calidad del grano (Bustamante *et al.*, 2004). La literatura nacional muestra poca información sobre este tema, posiblemente debido a una disminución de trabajos al respecto. Por lo que se hace necesario continuar con la investigación sobre la resistencia a la roya en el país. Actualmente existen en el campo otros materiales introducidos que muestran diferentes reacciones a la enfermedad a pesar de ser algunas consideradas resistentes; lo que hace sospechar que el hongo ha sufrido algunos cambios en su constitución genotípica.

g. Diagnóstico de la enfermedad

En un patosistema tan complejo y cambiante como el de cafeto-roya, es necesario hacer uso de herramientas moleculares para poder llevar un monitoreo continuo de la evolución del patógeno y la reacción de los materiales genéticos del hospedante. Venezuela tiene en sus instituciones la infraestructura y la preparación técnica necesaria para abordar esta necesidad.

h. Información referente

Mucha información sobre el café y la roya, realizada en el pasado, se encuentra en las bibliotecas de las universidades e instituciones de investigación, especialmente, informes técnicos y material divulgativo que no están asequibles fácilmente; deberían convertirse en modo digital y ponerse disponibles para el público interesado; así como artículos científicos que ya se encuentran en páginas electrónicas abiertas.

5. Pudriciones por *Phytophthora*

Las pudriciones por *Phytophthora* son comunes en varios cultivos de importancia económica que incluyen frutales como aguacate, cítricas, cacao (*Theobroma cacao* L.); árboles maderables como las especies de coníferas; hortalizas, como tomate, pimentón, lechuga (*Lactuca sativa* L.), papa, crucíferas (*Brassica* spp.); leguminosas como caraota, soya; y ornamentales. Los daños pueden ocurrir en vivero y campo, y normalmente ocasionan la muerte completa de la planta. Siendo un patógeno del suelo, es difícil de controlar y su daño es progresivo, si las condiciones lo favorecen, llegando a causar pérdidas estimadas en un 10 a 50% del cultivo.

a. Patógeno

Phytophthora es un Género perteneciente a la División Oomycota, Orden Peronosporales, Familia Pythiaceae. Sus estructuras son similares a las de los hongos, pero pertenece al Reino

Chromista y no al Reino Fungi, como aquellos (Cazorla-Perfetti, 2018). Existen numerosas especies de *Phytophthora* que atacan las raíces y tallos de las plantas, como *P. cinnamomi*, *P. citrophthora*, *P. parasítica*, y *P. erythroseptica*, pero otras son capaces de atacar, además, hojas, tallos aéreos, flores y frutos, como *P. palmivora*, *P. capsici* y *P. infestans*.

b. Síntomas de la enfermedad

En árboles, los síntomas se observan en las raíces y el tronco. En cítricos, se observa daño en el cuello de la planta, ocurre necrosis gradual en la corteza, con apariencia hundida y rajada; esto se conoce como chancro, cancro o cáncer del tronco. Se observa, además, un exudado gomoso de color pardo que se oscurece a medida que los tejidos de la corteza mueren, esto es lo que ha dado el nombre de “gomosis” a la enfermedad (IVIA, 2020). El daño puede observarse a nivel del suelo y unos centímetros por debajo, pudiendo llegar hasta las raíces secundarias. Al principio, se observa secado y muerte de las hojas y ramas del lado de la infección; pero, posteriormente, con la muerte de las raíces se produce la muerte general de la planta (Espadas, 2004).

En aguacate, se han identificado las especie *P. cinnamomi*, *P. parasítica*, y *P. palmívora*, las cuales atacan las raíces secundarias y terciarias, avanzando luego hacia la raíz principal, causando necrosamiento y muerte de ellas. El patógeno puede avanzar hacia arriba en el tronco ocasionando los síntomas de chancro y gomosis, igual que en cítricos. En la parte aérea se observa primero una marchitez y luego la muerte de la planta (Tamayo-Molano, 2007).

En Venezuela, se han señalado las especies *P. palmivora*, *P. parasitca*, *P. citrophthora*, *P. megasperma* y *P. capsici*, atacando cacao; de las cuales *P. palmivora* se encuentra en todas las zonas productoras del país (Parra *et al.*, 2009). Además del cáncer en el tronco, el patógeno causa la enfermedad conocida como “pudrición parda de la mazorca del cacao”, la cual comienza sobre la superficie de la mazorca con una mancha acuosa que posteriormente se torna de color chocolate, con límites bien definidos, que va avanzando hasta cubrir toda la superficie de la mazorca (Chitty-Rivero, 2013). En el caso de un cáncer grande, éste puede rodear en círculo el tronco, causando la muerte súbita del árbol; en plántulas, las hojas jóvenes son muy susceptibles al ataque del patógeno (McMahon y Purwantara, 2004). Conjuntamente con la escoba de bruja, la pudrición de la mazorca puede ocasionar entre el 40 y el 100% de pérdida de la producción (Rumbos *et al.*, 2018).

En papa y tomate, la enfermedad se conoce como “tizón tardío” y es inducida por *Phytophthora infestans* (Mont.) de Bary; puede ocasionar la destrucción total de los cultivos en el período de una semana. El síntoma se manifiesta, al principio, con manchas acuosas, irregulares en la cara superior de las hojas que luego se tornan necróticas con la orilla verde claro; por el envés, se observa una pelusa blanquecina que corresponde a las esporas del patógeno. Estas lesiones pueden observarse también en los tallos, pecíolos, flores, frutos y en los tubérculos de papa, las cuales crecen hasta cubrir todo el órgano y destruir toda la planta. En los tubérculos se forman lesiones marrones, necróticas, irregulares, con el tejido endurecido, que empiezan en el campo y continúan en almacén, propiciando infecciones secundaria por bacterias y hongos (Pérez y Forbes, 2008).

c. Estructuras y ciclo de vida

Phytophthora posee un micelio cenocítico (sin septos) y produce esporas sexuales y asexuales. Estas últimas son de tres tipos, básicamente: zoosporas, esporangios (zoosporangios), y clamidosporas. Las

zoosporas son flageladas, lo cual les permite moverse en medio líquido; los esporangios son estructuras que contienen a las zoosporas, pero que, bajo ciertas condiciones ambientales, son capaces de germinar e infectar el tejido vegetal, en lugar de producir las zoosporas; ellos se forman sobre ramificaciones del micelio conocidas con esporangióforos. Las clamidosporas poseen la pared gruesa y funcionan como estructuras de resistencia que le permite al patógeno sobrevivir condiciones adversas, ya sea en los restos de cosecha o libres en el suelo (Pérez y Forbes, 2008; SENASICA, 2018).

Las esporas sexuales, conocidas como oosporas, formadas por la unión de los gametos masculino (anteridio) y femenino (oogonio), son redondas, algunas pigmentadas y con la pared gruesa, lo que también le permite sobrevivir en el suelo por tiempos prolongados. Al germinar, las oosporas producen un esporangioforo con un esporangio en su extremo (Fry y Grünwald, 2012). Las especies de *Phytophthora* difieren en su capacidad de reproducirse sexualmente. Algunas especies homotálicas son capaces de autofecundarse y producir sus oosporas; otras, las heterotálicas, no tienen esta capacidad y necesitan la presencia de aislamientos compatibles para cruzarse y lograr la fecundación. Se ha dado la denominación de tipos de apareamiento A1 y A2. Esta característica es importante porque implica la recombinación genética que da origen a individuos nuevos con posibles variaciones en virulencia. En este sentido, se conoce la condición heterotálica de las especies *P. palmivora*, *P. cinnamomi* y *P. infestans* (Fry y Grünwald, 2012).

d. Condiciones favorables para la enfermedad. Epidemiología

Las especies de *Phytophthora* tienen como unidad básica de diseminación e infección la zoospora, la cual posee flagelos con los cuales se mueve en medio acuático. Esto significa que las condiciones de alta humedad favorecen al patógeno. Es por eso que la lluvia de escorrentía y el agua de riego constituyen una fuente importante de inóculo y diseminación, especialmente si el agua viene de reservorios que se alimentan de afluentes que pasan por zonas contaminadas (Soto-Plancarte *et al.*, 2017). Además de la alta humedad, las temperaturas altas favorecen la esporulación y la germinación de zoosporas o esporangios de *P. cinnamomi*, *P. palmivora* y *P. citrophthora*, temperaturas de 25-32 °C promueven la reproducción del inóculo inicial, la producción e infección continua de esporangios, durante varios ciclos repetitivos (SENASICA, 2018). Durante la época seca, el patógeno sobrevive como clamidosporas en los restos de material vegetal infestado que queda en el terreno.

En el caso de papa, *P. infestans* sobrevive como micelio en los tubérculos infectados que quedan en el campo después de la cosecha. Al llegar las lluvias, brotan plantas de estos tubérculos, el patógeno llega hasta la parte aérea, esporula y es llevado por el viento hasta las plantas vecinas, donde inicia nuevamente la infección. Los esporangios son producidos durante la noche y son liberados al día siguiente (Pérez y Forbes, 2011). Condiciones de alta humedad relativa (80 – 90%) favorecen la reproducción e infección. El patógeno puede producir esporas, diseminarse e infectar en un rango de temperatura entre 12 y 24 °C, no obstante, la óptima es de 12 a 18 °C; durante la menor temperatura produce zoospora, durante la mayor, infecta como esporangios, pero es cuando la tasa de crecimiento de las lesiones es mayor (Fry y Grünwald, 2012).

e. Distribución de la enfermedad a nivel nacional

La pudrición de la raíz en aguacate y la gomosis en cítricas han sido encontradas en Yaracuy, Carabobo, Trujillo, sur del Lago de Maracaibo, Aragua, Miranda y Monagas. La pudrición de la mazorca del cacao se encuentra en todos los estados productores del rubro del oriente, centro y occidente del país. (Parra *et al.*, 2009).

f. Manejo de la enfermedad

El manejo de la enfermedad debe ser con una combinación de prácticas. En el caso de *P. palmivora* en cacao, el primer paso sería utilizar materiales resistentes, si se encuentran disponibles. En caso de materiales susceptibles, la poda y la limpieza de material infectado, sacándolo de la siembra y eliminándolo ayuda a reducir el inóculo inicial; además, una poda adecuada contribuye a aumentar la aireación y bajar la humedad en el dosel de la plantación. Debe controlarse el riego directo al tallo porque aumenta la diseminación de la enfermedad (Suarez-Capello, 2014). En aguacate y naranja se utiliza la microaspersión, dirigida a la parte media y baja del tallo este sistema favorece el daño físico al tronco y aumenta la humedad en el área. Se ha evaluado el control químico de *P. cinnamomi* en aguacate en invernadero con productos específicos para oomicetos y ha mostrado reducción de la incidencia y severidad de la enfermedad (Leal *et al.*, 2014).

En el caso de *P. infestans*, se tienen cultivares con resistencia vertical y horizontal al tizón tardío. Esto ha permitido reducir los costos de control químico (Rodríguez *et al.*, 2008). No obstante, se han realizado pruebas de fungicidas (García y García, 2004) y han demostrado que es posible tener éxito combinando estas dos estrategias de manejo.

g. Diagnóstico de la enfermedad

El diagnóstico de estas enfermedades se basa en la sintomatología y la confirmación en laboratorio mediante la identificación del patógeno; para esto existen laboratorios en las instituciones, en la mayoría de los estados productores del país. Sin embargo, si se desea reducir daños causados por la enfermedad, se debería poder anticipar el problema. Para esto, es necesario poder diagnosticar la presencia del patógeno en los suelos antes de la siembra, lo cual puede hacerse mediante técnicas moleculares, que ofrecen la ventaja de la rapidez que no posee el método convencional basado en morfología y pruebas de patogenicidad.

h. Información referente

Existe información sobre estos problemas en informes, revistas científicas y divulgativas, memorias de congresos y reuniones técnicas en las bibliotecas de las instituciones públicas y universidades, así como en las colecciones personales de los técnicos. Actualmente, todo ese material está a punto de perderse totalmente por los hechos vandálicos presentados en algunas universidades, como la Universidad de Oriente. Es necesario modernizar el acceso a la información, a través del uso de internet. Debe crearse mecanismos para colocar toda esa información al alcance de todos de una forma constante y segura, ya que mucha de ella, generada en el pasado, se perdió por interrupción del servicio.

6. Sigatoka en Musáceas

El complejo Sigatoka, constituido por la sigatoka amarilla y la sigatoka negra, representa el problema más importante del cultivo de musáceas en el país (Martínez *et al.*, 2020). Ambas enfermedades pueden coexistir en las plantaciones, aunque en la mayor parte del territorio prevalece la negra, exceptuando la zona central de Venezuela, donde la amarilla es más frecuente (Martínez *et al.*, 2020). La sigatoka negra ha sido la enfermedad más destructiva, desde su ingreso en 1991, y la mayor preocupación de los agricultores (Martínez *et al.*, 2008). La sigatoka amarilla ha estado en el país desde 1930-1933 (Navas, 2002), pero su comparativa baja agresividad ha permitido el cultivo de musáceas desarrollarse normalmente.

a. Patógeno

La sigatoka amarilla es causada por *Mycosphaerella musicola* Leach e x Mulder (anamorfo *Pseudocercospora musae* (Zimm)Deighton); mientras que la sigatoka negra la induce *Mycosphaerella fijiensis*Morelet (anamorfo *Paracercospora fijiensis* (Morelet)Deighton); ambas especies son distinguibles por las características de los conidios de sus estados anamorfos o asexuales (Mourichon *et al.*, 1997), y, aunque más difícil, por las diferencias en los síntomas. El Género *Mycosphaerella* pertenece a la División Ascomycota, Orden Capnodiales, Familia Mycosphaerellaceae (CABI, 2019a).

b. Síntomas de la enfermedad

De acuerdo con Mourichon *et al.* (1997), el primer síntoma de la sigatoka amarilla aparece en el haz de la hoja, como manchas longitudinales de un color amarillo pálido, mientras que en el caso de la sigatoka negra, se muestran en el envés y son de color marrón oscuro de 1 a 2 mm de largo. Estas lesiones aumentan de tamaño y se observan como estrías que luego coalescen formando lesiones necróticas, hundidas, con halos negros amarillos y centro gris claro (Álvarez *et al.*, 2013b). En estados avanzados del daño, sin ningún control, la mayor parte de las hojas se necrosan y la plantación luce como quemada.

c. Estructuras y ciclo de vida

El hongo posee dos tipos de esporas: ascosporas (producto de la reproducción sexual) y conidios (reproducción asexual). Las primeras son bicelulares, hialinas, formadas dentro de sacos, llamados ascos, que a su vez son producidos dentro de estructuras llamadas pseudotecios, los cuales se forman en el envés de las hojas, en el área necrótica de las manchas, y logran verse como diminutos puntos negros. Los conidios se forman individualmente en el ápice del conidióforo, que se forman en grupos; son de color pálido a olivo claro, largos, con tres o más septos. Las ascosporas y conidios de *M. fijiensis* son abundantes en el envés de las hojas, y en *M. musae*, en el haz (Bennett y Arneson, 2003).

d. Condiciones favorables para la enfermedad. Epidemiología

La sigatoka negra se disemina por medio de los conidios y de las ascosporas. Los primeros se producen continuamente sobre la superficie de la hoja con humedades relativas altas y germinan e infectan cuando existe agua líquida sobre la hoja. Las ascosporas se producen sobre las lesiones necróticas; al madurar los pseudotecios ellas se liberan e infectan nuevos tejidos. Ambas esporas son llevadas por el viento y el salpique de agua (Bennett y Arneson, 2003). La enfermedad es más severa en zonas con precipitaciones mayores a 1 400 mm, humedad relativa alta (> 80%) y elevadas temperaturas (23-28 °C) (Álvarez *et al.*, 2013b), lo cual se observa frecuentemente en el sur del lago de Maracaibo, Barinas, Apure, Yaracuy. Además de la precipitación, el viento y la radiación solar favorecen el desarrollo de la enfermedad (Freitez *et al.*, 2009). Dadas estas condiciones climáticas, las esporas pueden germinar e infectar en 2 – 4 días, los primeros síntomas (puntos o rayas negras) son visibles en 10-30 días, y las manchas necróticas en otros 10-30 días (Álvarez *et al.*, 2013b).

e. Distribución de la enfermedad a nivel nacional

Ambas sigatokas se encuentran presentes en todo el territorio nacional, sin embargo, su agresividad depende de las condiciones climáticas. La sigatoka amarilla es más severa en el estado Aragua porque la precipitación está por debajo de los 1 000 mm y la humedad relativa inferior al 80% (Martínez *et*

al., 2020). El resto de las zonas productoras del país posee condiciones climáticas que favorecen más a la sigatoka negra.

f. Manejo de la enfermedad

El manejo de la sigatoka debe ser una combinación de métodos culturales, químicos y genéticos. Entre los culturales, la selección adecuada de la calidad de la semilla es el punto de partida, seguido de la construcción de buenos canales de drenaje para evitar la acumulación de agua en la plantación (Álvarez *et al.*, 2013b). La distancia de siembra y la orientación de los hilos son también, puntos a considerar porque afectan la concentración de humedad en el dosel del cultivo, lo que favorece o no el desarrollo del patógeno. La fertilización con los elementos faltantes en el suelo, especialmente de potasio, fósforo y calcio, mejoran la tolerancia de la planta al patógeno. Y las prácticas de deshoje, despunte y deshije contribuyen a bajar el inóculo y fortalecer la planta (Álvarez *et al.*, 2013b). En la zona sur del lago de Maracaibo se ha conseguido los mejores resultados realizando el deshoje y despunte semanales (Ramírez *et al.*, 2014). Estas prácticas han permitido a los pequeños y medianos productores manejar el problema e incrementar su producción con una buena relación costo/beneficio.

Sin embargo, el uso de las prácticas culturales no es suficiente en las zonas y épocas de mayor pluviometría, requiriéndose complementar con el control químico (Pérez-Vicente, 2006), especialmente en fincas medianas a grandes. En este punto, existen fungicidas protectantes y sistémicos que han mostrado efecto en el control del patógeno. Es importante controlar las dosis, rotación de productos, frecuencia y época de aplicación, así como los equipos utilizados para la aspersion, para lograr el mayor beneficio al menor costo posible, evitando contaminaciones al ambiente y las personas, como también, la generación de nuevas cepas resistentes del hongo (Pérez-Vicente, 2006). En el país, existen experiencias, a nivel experimental, del uso de extractos vegetales (Vargas *et al.*, 2009) y lixiviados de raquis de plátano con buenos resultados, que pudieran ser usados, inicialmente, por pequeños productores.

Buscando resistencia a *Fusarium oxysporum* f. sp. cubense Raza 1, la Fundación Hondureña de Investigación Agrícola (FHIA) encontró, adicionalmente, resistencia genética o tolerancia a la sigatoka negra, generando algunos materiales que en morfología y sabor se parecen a algunos de los clones actuales, entre éstos, los clones FHIA 01 y 18 son parecidos en sabor al manzano; el FHIA 03, al topocho; FHIA 17 y 23, al cuyaco; y los FHIA 20 y 21, al plátano (FHIA, 2020). Sin embargo, estos materiales aún tienen problemas de aceptación por parte de los productores y consumidores, debido el arraigo que tienen el plátano Hartón y los clones de banano actuales. Estos materiales, conjuntamente con clones locales, se han evaluado en diferentes países y se ha comprobado la existencia de diferentes niveles de resistencia o susceptibilidad, así mismo han permitido evaluar la virulencia del patógeno (Cuellar *et al.*, 2011). Cada país, además hace sus propias evaluaciones buscando fuentes de resistencia en sus clones locales (Cedeño *et al.*, 2017).

g. Diagnóstico de la enfermedad

El diagnóstico de la enfermedad se basa en la sintomatología de la planta y las estructuras observadas en laboratorio. Sin embargo, la enfermedad está distribuida en toda Venezuela y los agricultores y técnicos tienen una buena idea sobre la misma. Caracterizar las poblaciones del patógeno, por otra parte, requiere métodos más sofisticados que consumen tiempo. En campos donde se aplica

el control químico frecuentemente, con productos sistémicos de modo de acción específico, el patógeno puede sufrir mutaciones dando lugar a genotipos menos susceptibles o más virulentos. En estos casos, las poblaciones deben monitorearse periódicamente para detectar tales cambios poblacionales, para lo cual se requieren métodos de laboratorio más rápidos y confiables. Los métodos moleculares ofrecen esta ventaja y deberían ser incorporados en las estrategias de diagnóstico y manejo de la enfermedad en grandes zonas productivas.

Si estos métodos se combinan con sistemas de vigilancia y predicción epidemiológica (Freitez *et al.*, 2019) y con programas adecuados de manejo de químicos, se podría prevenir el avance agresivo de la enfermedad y el uso excesivo de fungicidas (Mourichon *et al.*, 1997).

h. Información referente

La información referente a sigatoka negra se encuentra en las memorias de congresos, revistas divulgativas del INIA, científicas nacionales e internacionales, las cuales se encuentran en las bibliotecas de las instituciones del país, además de informes técnicos en las instituciones. Toda esta información debería ser digitalizada y colocada al alcance de todos en internet.

CONCLUSIONES

1. Las enfermedades de plantas más importantes causadas por hongos y similares en el país tienen patógenos comunes (a nivel de género), con características biológicas y epidemiológicas parecidas, por lo que las estrategias de manejo son, igualmente, similares.
2. Tres de las seis enfermedades analizadas son inducidas por patógenos habitantes del suelo, lo cual implica una duración más prolongada de su sobrevivencia y son más difíciles de controlar, por lo que debe considerarse el manejo de las características físicas, químicas y biológicas del suelo como parte de la estrategia de control.
3. Los patógenos de las enfermedades: roya del café, sigatoka negra y antracnosis se diseminan a largas distancias por el viento, lo que hace difícil su contención. La resistencia varietal y las prácticas de manejo *in situ* constituyen la estrategia de control más apropiada para reducir sus efectos.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acevedo, M; R. Álvarez; T. Torres; W. Castrillo; O. Moreno; G. Torrealba; E. Reyes; M. Navas; N. Delgado; M. Salazar; E. Torres. 2004. Venezuela 21, nueva variedad de arroz de riego. *Agronomía Tropical* 54(2): 233-242.. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/262442037_Venezuela_21_Nueva_variedad_de_arroz_de_riego. [Consultado: 19/05/2021].
- Agrios, G. 2005. *Plant Pathology*. Fifth Edition. Elsevier Acad, Press. New York. 922 p.
- Agroforum.pe. 2021. Comunicación de AgroFair sobre el descubrimiento de la enfermedad del banano Foc TR4 en Perú. 15/4/21. Disponible en <https://www.agroforum.pe/agro-noticias/comunicacion-de-agrofair-descubrimiento-de-enfermedad-del-banano-foc-tr4-peru-18250/>. [Consultado: 22/ 05/ 2021].

- Alarcón, W. 2012. Desarrollo de Estrategias MIPE para el Manejo de *Fusarium oxysporum* en Maracuyá (*Passiflora edulis*). Trabajo de Grado para optar al título de Ingeniero en Horticultura y Fruticultura. Universidad Técnica Estatal de Quevedo. Disponible en <https://repositorio.uteq.edu.ec/bitstream/43000/3359/1/T-UTEQ-0021.pdf>. [Consultado: 22/05/2021].
- Álvarez, E; A. Pantoja; L. Gañán; G. Ceballos. 2013a. Estado del arte y opciones de manejo del Moko y la Sigatoka negra en América Latina y el Caribe. CIAT – FAO. 41 p. Disponible en <http://www.fao.org/3/as124s/as124s.pdf>. [Consultado: 21/05/2021].
- Álvarez, E; A. Pantoja; L. Gañán; G. Ceballos. 2013b. La Sigatoka negra en plátano y banano. Guía para el reconocimiento y manejo de la enfermedad, aplicado a la agricultura familiar. CIAT-FAO. Disponible en <http://www.fao.org/3/as089s/as089s.pdf>. [Consultado: 26/05/2021].
- Arbeláez, G. 2000. Algunos aspectos de los hongos del genero *Fusarium* y de la especie *Fusarium oxysporum*. Agronomía Colombiana 17:11-22. Disponible en <https://revistas.unal.edu.co/index.php/agrocol/article/view/21538/22543>. [Consultado: 31/05/2021].
- Arneson, P. 2011. Roya del Café. APS. Disponible en <https://www.apsnet.org/edcenter/disandpath/fungalbasidio/pdlessons/Pages/CoffeeRustspan.aspx>. [Consultado: 23/05/2021].
- Bastidas, Y; A. Chassaigne; J. Alezzone; A. Hernández. 2015. Comportamiento agronómico y fitopatológico de variedades de maíz (*Zea mays* L.) en los estados Yaracuy y Guárico, Venezuela. Bioagro 27(1):17-26.
- Bennett, R; P. Arneson. 2003. Sigatoka negra bananeros y plataneros. APS. Disponible en <https://www.apsnet.org/edcenter/disandpath/fungalasco/pdlessons/Pages/BlackSigatokaEspanol.aspx>. [Consultado: 26/05/2021].
- Buriticá, J.R; C.A. Aguirre; A.J. Castaño-Zapata. 2019. Guía ilustrada de enfermedades en postcosecha de frutas y verduras y sus agentes causantes en Colombia. Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales. Colección Jorge Álvarez Lleras, N° 38. Disponible en https://www.researchgate.net/profile/Jacobo-RobledoBuritica/publication/337720200_Guia_illustrada_de_enfermedades_en_postcosecha_de_frutas_y_verduras_y_sus_agentes_causantes_en_Colombia/links/5de6c3bb4585159aa45f61d3/ [Consultado: 15/05/2021].
- Bustamante, J; A.S. Sarmiento; A. Casanova; E. Contreras; C. Yáñez; C. Romero; I. Peña; A. Verenzuela; N. Morales; J. Garnica; N. de Colmenares. 2001. Caracterización de resistencia incompleta a *Hemileia vastatrix* en genotipos de café (*Coffea arabica* L.) Variedad Bramón I Bioagro 13(2): 65-70. Disponible en <https://www.redalyc.org/pdf/857/85713203.pdf>. [Consultado: 24/05/2021].
- Bustamante, J; S. Roa; A. Casanova; L. Roso. 2004. Líneas de café resistentes a la roya en una localidad del estado Táchira, Venezuela. Agronomía Tropical 54(1): 75-91. Disponible en http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0002-192X2004000100006 [Consultado: 24/05/2021].
- CABI. Invasive Species Compendium. 2021a. *Fusarium oxysporum* (basal rot). Disponible en <https://www.cabi.org/isc/datasheet/24677#totaxonomicTree> [Consultado: 1/06/2021].

- CABI. Invasive Species Compendium. 2021b *Glomerella cingulata* (Anthracnose). Disponible en <https://www.cabi.org/isc/datasheet/25356>. [Consultado: 14/05/2021].
- CABI. Invasive Species Compendium. 2020. *Hemileia vastatrix* (coffee leaf rust). Disponible en <https://www.cabi.org/isc/datasheet/26865#totaxonomicTree> [Consultado: 1/06/2021].
- CABI. Invasive Species Compendium. 2019a. *Mycosphaerella*. Disponible en <https://www.cabi.org/isc/datasheet/35253>. [Consultado: 25/05/2021].
- CABI. Invasive Species Compendium. 2019b. *Rhizoctonia*. Disponible en <https://www.cabi.org/isc/datasheet/47193#totaxonomicTree>. [Consultado: 31/05/2021].
- Cardona, R; N. Delgado. 2016. Herencia de la resistencia al hongo *Rhizoctonia solani* en dos poblaciones de arroz (*Oryza sativa* L.) en Venezuela Rev. Fac. Agron. (LUZ) 33: 311-324.
- Cardona, R; H. Rodriguez; H. Nass. 1999. Manchas bandeadas en maíz causadas por *Rhizoctonia solani* en Portuguesa, Venezuela. Fitopatología Venezolana 12(2): 32-33. Disponible en <https://www.researchgate.net/publication/338067613>. [Consultado: 17/05/2021].
- CATIE. 2019. Nuevas razas de roya atacan el café de América Latina y el Caribe. Disponible en <https://www.catie.ac.cr/catie-noticias/3968-nuevas-razas-de-roya-atacan-el-cafe-de-america-latina-y-el-caribe.html> [Consultado: 23/05/2021].
- Cazorla-Perfetti, D. 2018. El Reino Chromista. Saber – Universidad de Oriente, Venezuela 30:171-175. Disponible en <https://core.ac.uk/download/pdf/235927624.pdf>. [Consultado: 1/06/2021].
- Cedeño, L; C. Carrero; K. Quintero; Y. Araujo; H. Pino; R. Garcia. 2001. Identificación y virulencia de grupos de anastomosis de *Rhizoctonia solani* Kühn asociados con papa en Mérida, Venezuela. Interciencia 26: 296-300.
- Cedeño L.; H. Nass; CH, Carrero; R. Cardona; H. Rodríguez; L. Alemán. 1996 *Rhizoctonia solani* AG1-1A, causa principal del añublo de la vaina del arroz en Venezuela. Fitopatol. Venezuela. 9: 6-9.
- Cedeño-García, G.; C. Suarez-Capello; D. Vera-Coello; C. Fadda; D. Jarvis; P de Santis. 2017. Detección de resistencia a *Mycosphaerella fijiensis* en genotipos locales de Musáceas en Ecuador. Scientia Agropecuaria 8(1): 29-42. Disponible en <http://www.scielo.org.pe/pdf/agro/v8n1/a03v8n1.pdf>. [Consultado: 27/05/2021].
- Chitty-Rivero, A. 2013. Estudio de la interacción *Phytophthora palmivora*-*Theobroma cacao*: Evaluación de los cambios en el perfil químico de *Theobroma cacao* L. asociados a la resistencia. Trabajo Especial de Grado para optar al título de Licenciado en Química. Facultad de Ciencias, Universidad Central de Venezuela. Disponible en <http://saber.ucv.ve/bitstream/123456789/9251/1/Tesis%20Arianna%20Chitty%20Rivero.pdf>. [Consultado: 25/05/2021].
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 1982. Enfermedades del arroz en América Latina y su control; guía de estudio para ser usada como complemento de la Unidad Audiotutorial sobre el mismo tema. Contenido Científico: Sang-Won Ahn y Peter R. Jennings. Producción:

- Osear L. Arrogocés. Cali, Colombia. CIAT. 40p. (Serie 04SR.06.01). Disponible en http://ciat-library.ciat.cgiar.org/Articulos_Ciat/Digital/AV_SB_608.R5_E5_GUIA_C.3_Enfermedades_del_arroz_en_América_latina_y_su_control.pdf. [Consultado: 26/05/2021].
- CIMMYT. 2004. Programa de Maíz. Enfermedades del maíz: una guía para su identificación en el campo. Cuarta edición. México, D.F.: CIMMYT. Disponible en <https://repository.cimmyt.org/xmlui/bitstream/handle/10883/812/94349.pdf>. [Consultado: 17/05/2021].
- Cristancho, M. 2002. Control Biológico de Enfermedades. Disponible en <https://biblioteca.cenicafe.org/bitstream/10778/993/9/7.%20Control%20biológico%20de%20enfermedades.pdf>. [Consultado: 24/05/2021].
- Cristancho A. M; O.C. Escobar; J. Ocampo. 2007. Evolución de razas de *H. vastatrix* en Colombia. *Cenicafé* 58(4):340-359. Disponible en <https://www.cenicafe.org/es/publications/arc058%2804%29340-359.pdf>. [Consultado: 23/05/2021].
- Cuéllar-Quintero, A; E. Álvarez-Cabrera; J. Castaño-Zapata. 2011. Evaluación de Resistencia de Genotipos de Plátano y Banano a la Sigatoka Negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet.) *Rev. Fac.Nal.Agr.Medellín* 64(1): 5853-5865. Disponible en <http://www.scielo.org.co/pdf/rfnam/v64n1/a11v64n01.pdf>. [Consultado: 28/05/2021].
- Damm, U; P.F. Cannon; J.H.C. Woudenberg; P.W. Crous. The *Colletotrichum acutatum* species complex. *Studies in Mycology* 73: 37-113. Disponible en www.studiesinmycology.org. [Consultado: 15/05/2021].
- EPPO Global Database. *Glomerella cingulata* (GLOMCI). 2019. Disponible en <https://gd.eppo.int/taxon/GLOMCI>. [Consultado: 14/05/2021].
- Escalona, Y; D. Rodríguez; A. Hernández. 2011. *Rhizoctonia solani* Kühn aislado de papa (*Solanum tuberosum* L.) en los estados Tachira, Merida, Trujillo y Lara. I. Caracterización cultural. *Bioagro* 23(3):161-168.
- Escalona, Y.; D. Rodríguez; A. Hernández. 2012. Estudio de *Rhizoctonia solani* Kühn aislado de papa (*Solanum tuberosum* L.) en los estados Tachira, Merida, Trujillo y Lara. II. Virulencia y caracterización molecular. *Bioagro* 24(1):13-22.
- Espadas, L. 2004. *Phytophthora* en cítricos, un problema de difícil solución. *Vida Rural*, septiembre 2004. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/28279796_Phytophthora_en_citricos_un_problema_de_dificil_solucion. [Consultado: 01/06/2021].
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura). 2019. La FAO presenta 2020 como Año Internacional de la Sanidad Vegetal. Disponible en <http://fao.org/news/story/es/ítem/1253562/icode/> [Consultado: 22/11/2020].
- FHIA (Fundación Hondureña de Investigación Agrícola). 2020. Programa Banano y Plátano. Disponible en http://www.fhia.org.hn/html/Programa_de_Banano_y_Plátano.html. [Consultado: 27/05/2021].
- Fry, W.E; N.J. Grünwald. 2012. Introducción a los Oomicetes. APS. Disponible en <https://www.apsnet.org/edcenter/disandpath/oomicete/introduction/Pages/IntroOomicetesEspanol.aspx>. [Consultado: 25/05/2021].

- Freitez, J; M. Ablan; C. Gómez. 2009. Propuesta de modelos predictivos del brote de la Sigatoka Negra para las plantaciones de plátano al sur del Lago de Maracaibo, Venezuela. *Revista UDO Agrícola* 9 (1): 191-198. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/47372026_Propuesta_de_modelos_predictivos_del_brote_de_la_Sigatoka_Negra_para_las_plantaciones_de_platano_al_sur_del_Lago_de_Maracaibo_Venezuela. [Consultado: 27/05/2021].
- García-Bastidas, F; J. Quintero-Vargas; M. Ayala-Vasquez; T. Schermer; M. Seidl; M. Santos-Paiva; A. Noguera; C. Aguilera-Galvez; A. Wittenberg; A. Sørensen; R. Hofstede; G. Kema. 2019. First report of *Fusarium* wilt Tropical Race 4 in Cavendish bananas caused by *Fusarium odoratissimum* in Colombia. *Plant Dis.* Disponible en doi:10.1094/PDIS-09-19-1922-PDN. [Consultado: 30/05/2021].
- García, R; A. Garcia, A. 2004. Estrategias para el control químico del tizón tardío de la papa en dos localidades del estado Mérida, Venezuela. *Bioagro* 16(2): 77-83. Disponible en <https://www.redalyc.org/pdf/857/85716201.pdf>. [Consultado: 25/05/2021].
- Global Plant Protection News. 2018. Control of anthracnose in organic bananas. Disponible en <https://iapps2010.me/2018/01/20/control-of-anthracnose-in-organic-bananas/>[Consultado: 14/05/2021].
- González-García, M. 2008. Reseña de “Aspectos de sistemática y biología del complejo *Rhizoctonia*” *Fitosanidad* 12(3): 147-159.
- Gonzalez-Vera, A. 2012. Métodos y Reacción de Cultivares de Arroz y Maíz a *Rhizoctonia solani*. Una contribución al Mejoramiento Genético a las Principales Enfermedades de Cereales en Venezuela. Editorial Académica Española GmbH &Co. KG. Disponible en <https://danac.org.ve/press/wp-content/uploads/2016/09/Métodos-y-reacción-de-cultivares-de-arroz-y-maíz.-LIBRO.pdf>. [Consultado: 18/05/2021].
- Gordon, T.R; R.D. Martyn. 1997. The evolutionary biology of *Fusarium oxysporum* *Annu. Rev. Phytopathol.* 35:111–28. Disponible en https://www.researchgate.net/profile/Ray-Martyn/publication/7400525_The_Evolutionary_Biology_of_Fusarium_oxysporum/links/55c9e49108aeb9756749097d/The-Evolutionary-Biology-of-Fusarium-oxysporum.pdf. [Consultado: 21/05/2021].
- Guédez, C. 2017. Proceso de Infección de *Colletotrichum gloeosporioides* en Frutos de Guayabo y Control con Aceite de *Lippia origanoides*. Tesis presentada para optar al grado de Doctora en Ciencias Agrarias. Universidad del Zulia. 129 p.
- Guédez C; D. Rodríguez. 2004. Compatibilidad vegetativa y raza patogénica de *Fusarium oxysporum* f. sp. cubense del estado Trujillo, Venezuela. *Fitopatología Venezolana* 17(2): 30-32.
- Guédez, C; D. Rodríguez; R. Olivar; L. Cañizales; C. Castillo. 2015. Eventos de pre-penetración, penetración y colonización de *Colletotrichum gloeosporioides* en flores y frutos de guayabo (*Psidium guajava* L.). *Rev. Fac. Agron. (LUZ)* 32: 309-324.
- Herbario Virtual. 2021. Pudrición de raíz y tallo de soja (*Rhizoctonia* spp.). Herbario Virtual. Cátedra de Fitopatología, Facultad de Agronomía de la Universidad de Buenos Aires. Disponible en <http://herbariofitopatologia.agro.uba.ar>. [Consultado: 18/05/2021].

- Hernández, A; I. Galindo; B. Sánchez; J. Pineda; A. González; E. Gil. (2003). Identificación de grupos de anastomosis de *Rhizoctonia solani* mediante rDNA, ITS en diferentes aislados provenientes de las zonas productoras de maíz en Venezuela. *Fitopatol. Venez.* 16: 57.
- Hernández, R; A. López; F. Borrego; J. Velázquez; D. Sánchez; I. Maldonado; L. López. 2014. Razas de *Fusarium oxysporum* f. sp. lycopersici en predios tomateros en San Luis Potosí. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 5(7): 1169-1178. Disponible en <http://www.scielo.org.mx/pdf/remexca/v5n7/v5n7a3.pdf>. [Consultado: 21/05/2021].
- Huerta-Palacios, G.; F. Holguín-Meléndez; F.A. Benítez-Camilo; J. Toledo-Arreola. 2009. Epidemiología de la Antracnosis [*Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Penz. and Sacc.] en Mango (*Mangifera indica* L.) cv. Ataulfo en el Soconusco, Chiapas, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 27(2): 93-105. Disponible en <http://www.scielo.org.mx/pdf/rmfi/v27n2/v27n2a2.pdf>. [Consultado: 15/05/2021].
- IICA. 2008. Guía de identificación y manejo integrado de las enfermedades del frijol en América Central / IICA/ Proyecto Red SICTA, COSUDE. Managua: IICA, 2008. Disponible en <http://repiica.iica.int/docs/B0891E/B0891E.pdf>. [Consultado: 14/05/2021].
- IVIA (Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias). 2021. Gestión Integrada de Plagas y Enfermedades en Cítricos. Disponible en <http://gipcitricos.ivia.es/area/plagas-principales/enfermedades/podedumbre-de-cuello-y-gomosis>. [Consultado: 01/06/2021].
- Jayaro, Y; L. Alezone; F. Hernández; C. Lozada. 2016. Variedad SD20A en el mercado de semilla de arroz en Venezuela. Disponible en <https://danac.org.ve/press/wp-content/uploads/2016/10/Variedad-SD20A-en-el-mercado.-RESUMEN.pdf>. [Consultado: 19/05/2021].
- Jayaro Y; L. Méndez; R. Landaeta; F. Hernández; C. Lozada; J. Sarco. 2016. MD248. Nueva variedad de arroz en Venezuela. Fundación para la Investigación Agrícola Danac, San Javier, Estado Yaracuy, Venezuela. MD248-nueva-variedad-de-arroz.-RESUMEN.pdf (danac.org.ve). Disponible en <https://danac.org.ve/press/wp-content/uploads/2016/10/Variedad-SD20A-en-el-mercado.-RESUMEN.pdf>. [Consultado: 19/05/2021].
- Juárez-Becerra, G.P.; M.E. Sosa-Morales; A. López-Malo. 2010. Hongos fitopatógenos de alta importancia económica: descripción y métodos de control. *Temas Selectos de Ingeniería de Alimentos* 4(2): 14-23. Disponible en [https://www.udlap.mx/WP/tsia/files/No4-Vol-2/TSIA-4\(2\)-Juarez-Becerra-et-al-2010.pdf](https://www.udlap.mx/WP/tsia/files/No4-Vol-2/TSIA-4(2)-Juarez-Becerra-et-al-2010.pdf). [Consultado: 29/05/2021].
- Lakshmi, B.K.M.; P.N. Reddy; R.D. Prasad. 2011. Cross-infection potential of *Colletotrichum gloeosporioides* Penz. isolates causing anthracnose in subtropical fruit crops. *Trop. Agric. Research.* 22(2): 183-193. Disponible en <file:///C:/Users/jdora/Desktop/Publicaci%C3%B3n%20para%20IICA-2021/Colletotrichum/2827-9858-1-PB.pdf>. [Consultado: 15/05/2021].
- Leal, J.M.; J. Castaño; M.M. Bolaños. 2014. Manejo de la pudrición radical (*Phytophthora cinnamomi* Rands) del aguacate (*Persea americana* Linneo). *Rev. U.D.C.A Act. & Div. Cient.* 17(1): 105-114.

- Londoño, J. 2012. Evaluación de la Resistencia Genética de Especies de *Passiflora* spp a *Fusarium* spp, Agente Causal de la “Secadera”. Trabajo de grado para optar al título de Magíster en Ciencias Agrarias Énfasis Protección de Cultivos. Universidad Nacional de Colombia, Palmira. Disponible en <https://core.ac.uk/download/pdf/11057691.pdf>. [Consultado: 22/05/2021].
- López-Zapata, S.; J. Castaño-Zapata. 2019. Manejo integrado del mal de Panamá *Fusarium oxysporum* Schlechtend.: Fr. sp. cubense (E.F. SM.) W.C. Snyder & H.N. Una Revisión. Revista U.D.C.A Actualidad & Divulgación Científica. 22(2): Julio-Diciembre. Disponible en <https://doi.org/10.31910/rudca.v22.n2.2019.1240>. [Consultado: 25/05/2021].
- Martínez, G.; E. Delgado; D. Rodríguez; J. Hernández; R. Del Valle, R. 2008. Breve análisis sobre la producción de Musáceas en Venezuela. Producción Agropecuaria 1(1): 24- 29. Disponible en <https://www.researchgate.net/publication/298807765>. [Consultado: 26/05/2021].
- Martínez-Solórzano, G.; J. Rey-Brina; R. Pargas-Pichardo; E. Enrique-Manzanilla. 2020. Marchitez por *Fusarium* raza tropical 4: Estado actual y presencia en el continente americano. Agronomía Mesoamericana 31(1): 259-276. Disponible en <https://www.scielo.sa.cr/pdf/am/v31n1/2215-3608-am-31-01-00259.pdf>. [Consultado: 21/05/2021].
- McMahon, P.; A. Purwantara. 2004. *Phytophthora* on cocoa. En Diversity and Management of *Phytophthora* in Southeast Asia. Eds. Drenth, A.; Guest, D. I. Resumen. Disponible en <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20053008314>. [Consultado: 25/05/2021]. pp.104-115.
- Medina, A.; A. Gonzalez-Vera; J. Pineda; A. Hernández. 2012. Incidencia, caracterización y prueba de patogenicidad de *Ceratobasidium* sp. aislado de manchas bandeadas en maíz. Bioagro 24(3):197-204.
- Meneses, R.; A. Gutiérrez; A. García; G. Antigua; J. Gómez; F. Correa; L. Calvert. 2001. Guía para el Trabajo de Campo en el Manejo Integrado de Plagas del Arroz. Instituto de Investigaciones del Arroz (IIA), Fondo Latinoamericano para Arroz de Riego (FLAR-CIAT). 72 p. Disponible en http://www.ucv.ve/fileadmin/user_upload/facultad_agronomia/Zoologia_Agricola/Manejo_Integrado/Material_Interes/Guia_para_el_trabajo_de_campo_en_el_mip_del_arroz_by_meneses_et_al_ciat.pdf. [Consultado: 19/05/2021].
- Mourichon, X.; J. Carlier; E. Fouré. 1997. Enfermedades de sigatoka. Raya negra de la hoja (Sigatoka negra) y Enfermedad de Sigatoka (Sigatoka amarilla). En Enfermedades de Musa: Hoja Divulgativa N° 8. Disponible en https://agritrop.cirad.fr/314356/7/314356_ES.pdf. [Consultado: 26/05/2021].
- Nass, H.; H. Rodríguez. 1994. Efecto de la lámina de agua y la densidad de siembra sobre el desarrollo de *Rhizoctonia solani* en arroz. Bioagro 6: 31-34.
- Navas, C. 2002. Enfermedades del plátano en Venezuela. Su control. Ediciones Astro Data. 174 p.
- Ocampo, J.; A.C. Romero; J. Muriel; C. González. 2012. Estudio sobre análisis agro-climático para el establecimiento del cultivo de maracuyá en Nicaragua (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa* Degener). Informe Técnico. CIAT. Disponible en DOI:10.13140/RG.2.1.4922.8246. [Consultado: 14/05/].

- Ortiz, A.; L. López. 2012. El cultivo de arroz en Venezuela. Revista Alcance. Edición Especial. Pag 86-108. Disponible en [saber.ucv.ve/ojs/index.php/rev_agro/article/download/15238-144814482465-1-PB%20\(2\).pdf](http://saber.ucv.ve/ojs/index.php/rev_agro/article/download/15238-144814482465-1-PB%20(2).pdf). [Consultado: 19/05/2021].
- Ortiz, E.; L. Hoyos. 2012. Descripción de la sintomatología asociada a fusariosis y comparación con otras enfermedades en gulupa (*Passiflora edulis* Sims.) en la región del Sumapaz (Colombia). Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas 6(1):110-116.
- Parra, D.; S. Pérez; D. Sosa; R. Rumbos; B. Gutiérrez; A. Moya. 2009. Avances en las investigaciones venezolanas sobre enfermedades del cacao. RET. Revista de Estudios Transdisciplinarios 1(2). Serie verde. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/51994792_Avances_en_las_investigaciones_venezolanas_sobre_enfermedades_del_cacao. [Consultado: 25/05/2021].
- Perdomo R.; A. Hernández J.; A. González; J. Pineda; J. Alezones. 2007, Caracterización y evaluación de virulencia en aislamientos de *Rhizoctonia solani* Kühn, causante de la mancha bandeada en maíz. Interciencia 32(1): 48-55.
- Pérez, W.; G. Forbes. 2008. Manual Técnico- El Tizón Tardío de la Papa. Centro Internacional de la Papa. Disponible en <http://cipotato.org/wp-content/uploads/2014/08/004271.pdf>. [Consultado: 25/05/2021].
- Pérez-Iglesias, H. I.; I. Rodríguez-Delgado; R.M. García-Batista. 2018. Principales enfermedades que afectan al cultivo del arroz en Ecuador y alternativas para su control. Revista Científica Agroecosistemas, 6(1): 16-27. Disponible en <https://aes.ucf.edu/cu/index.php/aes>. [Consultado: 19/05/2021].
- Pérez-Pivat, H. 2013. Uso de *Trichoderma* spp. y *Bacillus* spp. en el control biológico de la marchitez vascular del tomate causada por *Fusarium oxysporum* f.sp. lycopersici en la zona agrícola de Tucutunemo, estado Aragua. Trabajo de ascenso a la categoría de Asistente. Universidad Central de Venezuela. Disponible en <http://caelum.ucv.ve/bitstream/123456789/5374/3/TRABAJO%20ASC%20ASISTENTE%20HELEN%20PEREZ%20PIVAT.pdf>. [Consultado: 22/05/2021].
- Pérez-Vicente, L. 2006. Manejo convencional y alternativo de la sigatoka negra en bananos: estado actual y perspectivas. Fitosanidad 10(1): 55-72.
- Pérez-Vicente, L.; M. Dita; E. Martínez-de la Parte. 2014. Technical Manual Prevention and diagnostic of *Fusarium* Wilt (Panama disease) of banana caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. cubense Tropical Race 4 (TR4). Regional Workshop on the Diagnosis of *Fusarium* Wilt (Panama disease) caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. cubense Tropical Race 4: Mitigating the Threat and Preventing its Spread in the Caribbean. FAO. Disponible en http://www.fao.org/fileadmin/templates/agphome/documents/Pests_Pesticides/caribbeantr4/13ManualFusarium.pdf. [Consultado: 22/05/2021].
- Phoulivong, S.; L. Cai; H. Chen; E.H.C. McKenzie; K. Abdelsalam; E. Chukeatirote; K.D. Hyde. 2010. *Colletotrichum gloeosporioides* is not a common pathogen on tropical fruits. Fungal Diversity 44: 33-43. Disponible en DOI 10.1007/s13225-010-0046-0. [Consultado: 15/05/2021].

- Ploetz, R. 2015. Fusarium Wilt of Banana. APS Publications. Disponible en <https://doi.org/10.1094/PHYTO-04-15-0101-RVW>. [Consultado: 21/05/2021].
- Porteles, M.; D. Rodríguez; D. Ulacio; J. Torres. 2015. Determinación de razas y grupos de compatibilidad vegetativa de *Fusarium oxysporum* f. sp. cubense en Musa, en los estados Carabobo, Cojedes, Guárico y Miranda, Venezuela. Saber, Universidad de Oriente, Venezuela. 27(2): 334-340.
- Quispe-Apaza, C.; R. Mansilla-Samaniego; C. López-Bonilla; R. Espejo-Joya; J. Villanueva-Caceda; C. Monzón. 2017. Genetic diversity of *Hemileia vastatrix* of two coffee producing areas in Peru. Disponible en <http://www.scielo.org.mx/pdf/rmfi/v35n3/2007-8080-rmfi-35-03-00418.pdf>. [Consultado: 23/05/2021].
- Ramírez, Y.; Y. Perozo; J. Nava; B. Bracho. 2014. Frecuencia del despunte y dos tipos de deshoje en el manejo de la Sigatoka Negra en el cultivo del plátano, estado Zulia. Rev. Fac. Agron. (LUZ) 31: 524-538.
- Rodríguez, D.; D. Alcalá de Marcano; F. Escalona. 2008. Selección inicial de clones de papa por resistencia a la candelilla tardía y rendimiento. Bioagro 20(1): 29-35.
- Rodríguez, H.; R. Cardona; L. Arteaga; L. Alemán. 2001. Control químico del añublo de la vaina causado por *Rhizoctonia solani* Kühn en arroz. Bioagro 13(1): 32-38.
- Rodríguez, H.; H. Nass; R. Cardona; L. Alemán. 1999. Alternativas para controlar el añublo de la vaina causado por *Rhizoctonia solani* Kühn en arroz. Fitopatol. Venez. 12: 18-21.
- Rodríguez, D.; G. Martínez; N. Sanabria; B. Camacho. 2006. Ocurrencia de la marchitez por Fusarium en bananos en Venezuela. XVII Reunión Internacional ACORBAT. Santa Catarina, Brasil, pp. 650-652.
- Rodríguez-Guzmán, M. 2001. Biodiversidad de los hongos fitopatógenos del suelo de México. Acta Zoologica Mexicana. Número especial 1: 53-78. Disponible en <http://www.acuedi.org/ddata/2222.pdf>. [Consultado: 25/05/2021].
- Rodríguez, Y.; M. Soto; L. Marín. 2020. Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral (INSAI): su rol en aspectos fitosanitarios en Venezuela. Agronomía Trop. 70e4323241. Disponible en <https://doi.105281/Zenodo.4323241>. [Consultado: 21/05/2021].
- Romero, G. 2013. Desarrollo de marcadores funcionales ligados a la resistencia genética contra la roya del café. Tesis de grado presentada como requisito para optar al título de Doctor en Ciencias Agropecuarias énfasis en Mejoramiento genético vegetal. Universidad Nacional de Colombia Facultad de Ciencias Agropecuarias Departamento de Ciencias Agrícolas Palmira, Colombia. pp:138. Disponible en <https://repositorio.unal.edu.co/bitstream/handle/unal/20224/9008501.2013.pdf?sequence=1&isAllowed=y>. [Consultado: 23/05/2021].

- Rumbos, R.; N. Pino; L. Ayala; M. Rosales; C. Vergara; A Moya; D. Parra; O. Movil; C. Camejo; M. Peña; M. Marcano; J. Becerra; A. Portillo; S. Molina; M. Gutiérrez. 2018. Manejo integrado de enfermedades en el cultivo cacao. En “Lineamientos para un Plan Nacional de Desarrollo del Cacao Venezolano”. Compilación: Dra. Catalina Ramis (UCV). III Congreso Venezolano del Cacao y su Industria. Disponible en <https://chm.cbd.int/api/v2013/documents/F235B8AC-A48A-A21A-F070-1CB8E936011A/attachments/PLAN%20NACIONAL%20DE%20CACAO.pdf>. [Consultado: 25/05/2021].
- SENASICA (Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria). 2018. Pudrición del cogollo. *Phytophthora palmivora* (E. J. Butler) E. J. Butler Ficha Técnica No. 51. Disponible en <https://prod.senasica.gob.mx/SIRVEF/ContenidoPublico/Fichas%20tecnicas/Ficha%20Técnica%20de%20Pudricion%20del%20cogollo.pdf>. [Consultado: 25/05/2021].
- Silva-Acuña, R.; L. Zambolim; V. Alvarez. 2002. Estrategias de control de la roya del café con la aplicación de fungicida protector y sistémico en Vicosá, Minas Gerais, Brasil. *Bioagro* 14(2): 85-97.
- Silva-Acuña, R.; L. Zambolim; E. Pérez-Nieto. 1997. Identificación de razas fisiológicas de la roya del café en el estado Táchira, Venezuela. *Bioagro* 9(3): 95-98.
- Silva, R. 2015 El cultivo de maíz en Venezuela. Conference: At Universidad Experimental Simón Rodríguez, Altos del Cují, Edo. Miranda. Disponible en <http://researchgate.net/publication/340634878>. [Consultado: 18/05/2021].
- Soto-Plancarte, A.; G. Rodríguez-Alvarado; Y. Fernández-Pavía; M. Pedraza-Santos; L. López-Pérez; M. Díaz-Celaya; S. Fernández-Pavía, S. 2017. Protocolos de aislamiento y diagnóstico de *Phytophthora* spp. enfoque aplicado a la investigación. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 8(8):1867-1880 Disponible en <http://www.scielo.org.mx/pdf/remexca/v8n8/2007-0934-remexca-8-08-1867.pdf> . [Consultado: 25/05/2021].
- Suarez-Capello, C. 2014. “Últimos avances en el control de mazorca negra. II Cumbre Mundial del Cacao. Anecacao. Disponible en <http://www.anecacao.com/uploads/2014/09/6-notas-del-catie-y-africaULTIMOS-AVANCES-EN-EL-CONTROL-DE-MAZORCA-NEGRA.pdf>. [Consultado: 25/05/2021].
- Tamayo-Molano, P.J. 2007. Enfermedades del Aguacate. *Politécnica* 4: 51-70. Disponible en <https://www.cienciared.com.ar/ra/usr/37/444/tamayom.pdf>. [Consultado: 01/06/2021].
- Torres, H. 2002. Manual de las Enfermedades más importantes de la Papa en el Perú. Centro Internacional de la Papa. Lima. 61 p. Disponible en <http://cipotato.org/wp-content/uploads/2014/07/002485.pdf>. [Consultado: 17/05/2021].
- Ulacio, D.; H. Nass; J. Pineda. 1999. Viabilidad de *Rhizoctonia solani* bajo condiciones de inundación I. *Bioagro* 11(2): 61-68.
- Urdaneta, L. 2017. Epidemiología y Estrategias de Manejo de las Principales Enfermedades del Fruto del Guayabo (*Psidium guajava* L.). Tesis presentada para optar al grado de Doctora en Ciencias Agrarias. Universidad del Zulia. 153 p.

- Urdaneta, L.; M. Sanabria; D. Rodríguez; M. Pérez de Camacaro. 2013. Antracnosis causada por *Colletotrichum acutatum* Simmonds en frutos de fresa en los estados Lara y Trujillo, Venezuela. *Rev. Fac Agr. (LUZ)* 30: 504-528.
- Vargas, J.L.; D. Rodríguez; M.E. Sanabria; J. Hernández. 2009. Efecto de tres extractos vegetales sobre la Sigatoka negra del plátano (Musa AAB cv. Hartón) UDO Agrícola 9(1): 182-190.
- Vásquez-Ramírez, L.; J. Castaño-Zapata. 2017. Manejo integrado de la marchitez vascular del tomate [*Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* (Sacc.) W.C. Snyder & H.N. Hansen]: Una revisión. *Rev. U.D.C.A Act. & Div. Cient.* 20(2): 363-374. Disponible en <https://revistas.udca.edu.co/index.php/ruadc/article/view/394/1489>. [Consultado: 21/05/2021].
- Zambrano, C.; N. Molina; S. Cabrera. 2002. Manejo integrado de la mancha bandeada (*Rhizoctonia solani* Kühn) de la hoja del maíz. IX curso sobreproducción de maíz. Asoportuguesa-Cimmyt e INIA. 261 ± 275 p.

Características generales de cinco virus que infectan cultivos de interés agrícola en Venezuela

Mario José Garrido

Laboratorio de Virología Vegetal, Instituto de Botánica Agrícola. Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela, Apdo. 4579, Maracay 2101, Aragua, Venezuela.

RESUMEN

Los virus fitopatógenos son parásitos obligados que dependen de la maquinaria celular del hospedante para multiplicarse. Causan muchas enfermedades importantes en las plantas y son responsables de pérdidas en el rendimiento y la calidad de los cultivos en el país y en todas partes del mundo. El objetivo de este trabajo fue describir los aspectos básicos de cinco virus causantes de enfermedades en rubros de interés agrícola para el país, con la finalidad de conocer los factores que limitan el rendimiento. Los virus descritos fueron el virus de la marchitez manchada del tomate en algunas solanáceas [tomate (*Solanum lycopersicum*), pimentón (*Capsicum annuum*) y papa (*Solanum tuberosum*)], el virus del mosaico enanizante del maíz en maíz (*Zea mays*) y sorgo (*Sorghum bicolor*), el virus del rayado del banano en bananos (*Musa* spp.), el virus del mosaico de la caña de azúcar en caña de azúcar (*Saccharum* spp.) y el virus de la hoja blanca del arroz en arroz (*Oryza sativa*). Los virus descritos no solamente son importantes en Venezuela sino también en otros países, pues, están incluidos en la lista de virus fitopatógenos económicamente importantes, ya que causan daños graves a cultivos alimenticios que sustentan a la mayor parte de la humanidad. Los aspectos tratados para cada virus fueron: etiología, características de los viriones y del genoma, razas, rango de hospedantes, sintomatología, epidemiología, distribución nacional, manejo de la enfermedad y diagnóstico. Con base en la revisión de los aspectos solicitados para cada virus, se evidencia que las investigaciones realizadas en el país, en la mayoría de los casos, no son recientes. Aspectos relacionados con valores de incidencia, reacción de cultivares, detección de razas, efecto sobre el rendimiento, manejo integrado y aspectos epidemiológicos están pobremente documentados.

Palabras clave: virus de la marchitez manchada del tomate, virus del mosaico enanizante del maíz, virus del rayado del banano, virus del mosaico de la caña de azúcar, virus de la hoja blanca del arroz.

*Autor de correspondencia: Mario José Garrido

E-mail: mariojgarrido@gmail.com

General characteristics of five viruses infecting crops of agricultural interest in Venezuela.

ABSTRACT

Plant pathogenic viruses are obligate parasites that depend on the cellular machinery of the host to multiply. They cause many important plant diseases and are responsible for losses in yield and quality of crops in the country and in all parts of the world. The objective of this work was to describe the basic aspects of five viruses causing diseases in crops of agricultural interest for the country, in order to know the factors that limit yield. The viruses described were tomato spotted wilt virus in some solanaceas [tomato (*Solanum lycopersicum*), paprika (*Capsicum annuum*) and potato (*Solanum tuberosum*)], corn dwarfing mosaic virus in maize (*Zea mays*) and sorghum (*Sorghum bicolor*), banana streak virus in banana (*Musa* spp.), sugarcane mosaic virus in sugarcane (*Saccharum* spp.) and rice white leaf virus in rice (*Oryza sativa*). The described viruses are not only important in Venezuela but also in other countries, since they are included in the list of economically important phytopathogenic viruses, since they cause serious damages to food crops that sustain most of mankind. The aspects treated for each virus were: etiology, virion and genome characteristics, races, host range, symptomatology, epidemiology, national distribution, disease management and diagnosis. Based on the review of the aspects requested for each virus, it is evident that the research carried out in the country, in most cases, is not recent. Aspects related to incidence values, cultivar reaction, race detection, effect on yield, integrated management and epidemiological aspects are poorly documented.

Key words: tomato spotted wilt virus, corn dwarfing mosaic virus, banana streak virus, sugarcane mosaic virus, rice white leaf virus.

INTRODUCCIÓN

Los virus son los elementos genéticos más numerosos y diversos de la Tierra. Están en todas partes y son capaces de infectar cualquier tipo de organismo; ¡donde exista vida, hay virus! (López-Goñi, 2015). Causan numerosas enfermedades en las plantas cultivadas, algunas de las cuales tienen efectos económicos e incluso humanitarios muy importantes. Por otra parte, el estudio de las relaciones virus-planta a nivel celular y molecular ha permitido conocer los mecanismos de defensa de las plantas y comprender los mecanismos de patogénesis. Asimismo, el conocimiento de los mecanismos de replicación y expresión del genoma viral en plantas está permitiendo utilizar los virus como vectores para expresar en plantas proteínas de interés económico, controlar plagas y enfermedades mediante la expresión de proteínas, anticuerpos, pequeñas moléculas de ARN o ARN pequeños de interferencia, así como silenciar genes endógenos de plantas (Marín y Gutiérrez, 2016).

Las enfermedades virales que infectan a las plantas pueden afectar todos sus órganos, y pueden causar pérdidas económicas, ya que reducen el rendimiento y la calidad de los productos vegetales. Las pérdidas pueden ser catastróficas o pueden ser leves e insignificantes. Estas enfermedades son de mayor importancia en plantas perennes, ya que la reducción del rendimiento es año tras año y porque el material tomado de esas plantas (cormos, yemas, esquejes, bulbos, rizomas) va a infectar a otras o dar origen a plantas enfermas. Otro factor importante es el costo y el tiempo necesario para llevar a la producción a las plantas perennes. En plantas anuales los daños son de mayor importancia si el cultivo es afectado cuando es joven (Ayllón *et al.*, 2016).

La severidad de una enfermedad viral en particular puede variar con la localidad, el cultivar y de una estación a otra. Algunas enfermedades han destruido plantaciones enteras de ciertos cultivos en algunas áreas; por ejemplo: la hoja blanca del arroz, la tristeza de los cítricos, el mosaico africano de la yuca, etc. Sin embargo, muchas enfermedades virales ocurren año tras año en algunos cultivos en los cuales causan pérdidas leves o moderadas, algunas veces sin inducir algún tipo de síntoma visible (Marín y Gutiérrez, 2016).

Para este informe, tomando como base una consulta previa, debía elegir cinco virus causantes de enfermedades que afectan a cultivos de interés agrícola para el país, con la finalidad de conocer los factores que limitan el rendimiento. En el informe se describen los aspectos solicitados de los virus que, a mi juicio, junto a otros más, pueden causar daños graves a cultivos importantes en la dieta de la mayor parte de los venezolanos.

En solanáceas, el virus de la marchitez manchada del tomate, un virus emergente que afecta numerosos hospedantes, y sus consecuencias son impredecibles, ya que ha causado pérdidas millonarias en todo el mundo (Oliver y Whitfield, 2016). En maíz, el virus del mosaico enanizante del maíz, causante de la enfermedad más importante en maíz y sorgo, por su incidencia y diseminación (Kannan *et al.*, 2018). En musáceas, el virus del rayado del banano, que se integra al genoma B de *Musa* y se ha encontrado en esta forma en todo el germoplasma con ese tipo de genoma, lo cual es muy peligroso porque el virus integrado puede activarse y tornarse infectivo, pudiendo generar infecciones iniciales en cualquier lugar, en cualquier momento, en ausencia del vector (Teycheney *et al.*, 2020). En caña de azúcar, el virus del mosaico de la caña de azúcar, causante de la enfermedad de mayor importancia económica en el cultivo, en el país y en el mundo (Perera *et al.*, 2012). En arroz, el virus de la hoja blanca del arroz, el cual representa un problema importante en la producción de este cereal en América del Sur y El Caribe (Morales y Jennings, 2010). Por otra parte, la escasez de semilla certificada y el uso de semilla procedente de otros continentes, donde no existe este virus, puede ser muy peligroso para la producción de este cereal en el país.

Los virus descritos no solamente son importantes en Venezuela, sino también en otros países. Están incluidos en la lista *Top Ten* para virus fitopatógenos económicamente importantes, ya que causan daños graves a cultivos alimenticios que sustentan a la mayor parte de la humanidad (Rybicki, 2015).

Solanáceas (Tomate, pimentón y papa)

Las solanáceas en Venezuela son afectadas por muchos virus; algunos de ellos muy importantes como los begomovirus, particularmente en tomate (Geraud-Pouey *et al.*, 2015). Sin embargo, en los últimos años se ha detectado un virus emergente perteneciente a los tospovirus (virus de la marchitez manchada del tomate) afectando algunas hortalizas y ornamentales (Marys *et al.*, 2014; Brito *et al.*, 2015). Este tospovirus se considera uno de los diez virus vegetales más devastadores, debido a la naturaleza ubicua de los trips que lo transmiten y la gama extremadamente amplia de hospedantes, ocasionando pérdidas que superan los mil millones de dólares anuales en el ámbito mundial, pudiendo ocasionar hasta 85-100% de pérdidas en las cosechas de algunos cultivos (Ayllón *et al.*, 2016; Oliver y Whitfield, 2016). En el país, se conoce poco sobre este tospovirus, pero sus consecuencias son impredecibles. Por lo tanto, debe prestársele mucha atención.

Virus de la marchitez manchada del tomate

Etiología

El virus de la marchitez manchada del tomate (*Tomato spotted wilt virus*, TSWV) pertenece al género *Orthospovirus*, familia *Tospoviridae* del orden *Bunyavirales* (ICTV, 2021). Este virus fue citado por primera vez en el país en 1997 (Nava *et al.*, 1997). La enfermedad que ocasiona se le conoce con los nombres de marchitez manchada, bronceado o peste negra del tomate (Ayllón *et al.*, 2016).

Características de los viriones y del genoma

Los viriones del TSWV tienen una forma ligeramente esférica con un diámetro de 80 a 120 nm. La membrana externa está formada por lipoproteínas, que contienen dos glicoproteínas incrustadas (Gn y Gc), que juegan un papel crucial en el ensamblaje, maduración y liberación de las partículas en el hospedante. Las glicoproteínas del TSWV son los determinantes virales de la transmisión por insectos. Dentro de cada virión se encuentran tres ARN genómicos virales unidos a la proteína de la nucleocápside (N) y la enzima ARN polimerasa dependiente de ARN (RdRp). Esta polimerasa permite la replicación en la célula huésped y la transcripción de cada gen viral en una orientación que permitirá la traducción de cada proteína viral. El genoma de los tospovirus es tripartito, monocatenario y de sentido negativo o ambisentido, con cada gen viral transcrito como un ARNm separado para la traducción de sus productos proteicos. El genoma del TSWV está compuesto por ribonucleoproteínas que llevan ARN genómicos de diferentes longitudes: uno de cadena negativa de 8,9 kb (L) y dos ARN ambisentido de 4,8 kb (M) y 2,9 kb (S). El ARN L codifica RdRp en la orientación de sentido negativo; el ARN M codifica la proteína de movimiento viral no estructural (NSm) en la orientación de sentido positivo y las proteínas Gn y Gc en la orientación de sentido negativo; y el ARN S codifica la proteína N de la nucleocápside viral en la orientación de sentido negativo junto con el supresor viral no estructural del silenciamiento génico (NSs) en la orientación de sentido positivo (Oliver y Whitfield, 2016; Gupta *et al.*, 2018).

Razas

No se han señalado razas del TSWV; sin embargo, los tospovirus pueden presentar variaciones tanto entre las especies como dentro de ellas, en cuanto a síntomas, virulencia y la capacidad para superar la resistencia del hospedante. Los estudios de genética poblacional de aislamientos del TSWV han mostrado altos niveles de variabilidad genética, estructura geográfica de aislamientos y evidencia de reordenamiento generalizado. El reordenamiento implica el intercambio de uno o más ARN genómicos entre aislamientos de virus o entre especies virales. En el caso de los tospovirus, que presentan genomas tripartitos, esto puede involucrar el intercambio de los ARN genómicos (L, M o S), lo que contribuye a la diversidad del virus. Los mutantes que se derivan y la recombinación en linajes ancestrales del virus dotan al TSWV con un reservorio genético único para causar enfermedades y propagarse en proporciones epidémicas (Oliver y Whitfield, 2016).

Rango de hospedantes

Los tospovirus son una de las principales amenazas para la productividad de muchos cultivos, lo que resulta en la pérdida de millones de dólares por año en todo el mundo. El TSWV tiene uno de los rangos de hospedantes más diversos de todos los virus fitopatógenos. Infecta más de 1 000

especies de plantas pertenecientes a más de 85 familias que incluyen tomate, pimentón, papa, caraota (*Phaseolus vulgaris*), soya (*Glycine max*), ají (*Capsicum chinense*), lechuga (*Lactuca sativa*), maní (*Arachis hypogaea*), tabaco (*Nicotiana tabacum*), lechosa (*Carica papaya*), piña (*Ananas comosus*), berenjena (*Solanum melongena*), coliflor (*Brassica oleracea* var. *botrytis*), gerbera (*Gerbera jasmonei*), crisantemo (*Chrysanthemum morifolium*), begonia (*Begonia rex*), entre otros. La mayoría de las plantas incluidas como hospedantes del TSWV pertenecen a las familias Asteraceae (247 especies), Solanaceae (172 especies) y Fabaceae (60 especies) (Parrella *et al.*, 2003).

En el país, el TSWV ha sido detectado infectando tomate (Rodríguez-Román *et al.*, 2018); pimentón (Pérez-Colmenares *et al.*, 2015), ají dulce (Brito *et al.*, 2015), gerbera y crisantemo (Marys *et al.*, 2014). Sin embargo, no se descarta la posibilidad de que el virus se encuentre afectando otros cultivos de interés agrícola, dado su amplio rango de hospedantes y las características alimenticias y reproductivas de sus vectores (trips).

Sintomatología

La infección por el TSWV se caracteriza, generalmente, por una intensa sintomatología en la mayoría de las especies de plantas infectadas, la cual difiere entre los hospedantes y puede ser variable en una misma especie hospedante. El enanismo es un síntoma común de infección por TSWV y usualmente es más severo cuando las plantas son infectadas a temprana edad. En muchos hospedantes infectados se forman anillos cloróticos o necróticos en las hojas, así como en los frutos. También se puede presentar necrosis en el follaje de algunos huéspedes, que puede llegar a ser generalizada y ocasionar su muerte, lo que dificulta el diagnóstico basado únicamente en los síntomas. Aunque el TSWV no se transmite por semilla, en algunos hospedantes puede causar su decoloración. La marchitez manchada del tomate puede afectar tanto la cantidad como la calidad de los productos vegetales (Sherwood *et al.*, 2003; Ayllón *et al.*, 2016).

En tomate, las plantas infectadas muestran en las hojas una tonalidad bronceada, moteado, amarillamiento y manchas anilladas, arropollamiento de los brotes y necrosis. En los frutos es común observar anomalías en el color o coloraciones más pálidas y manchas circulares y anilladas de colores diversos, así como deformidades, lesiones necróticas y maduración desuniforme (Rodríguez-Román *et al.*, 2018). En pimentón, induce manchas en anillos concéntricos (en ocasiones con ligero relieve), mosaico, clorosis de las nervaduras y necrosis foliar, mientras que en los frutos se pueden observar manchas cloróticas, necróticas y deformaciones (Pérez-Colmenares *et al.*, 2015). En ají dulce, las plantas jóvenes infectadas evidencian al inicio lesiones cloróticas que luego se transforman en manchones cloróticos y finalmente necróticos, con anillos concéntricos, ocasionando marchitez, abscisión foliar y muerte de las plantas. En plantas infectadas más tardíamente, los frutos son deformes, con lesiones necróticas, anillos concéntricos y maduración desuniforme (Brito *et al.*, 2015). En papa, las plantas infectadas presentan clorosis, manchas y anillos necróticos en hojas y tallos, necrosis del brote terminal y/o muerte en uno o más tallos y ocasionalmente la muerte de toda la planta. Los tubérculos infectados se observan aparentemente normales; sin embargo, internamente pueden tener grietas y manchas necróticas que reducen su calidad (Ayllón *et al.*, 2016). En gerbera y crisantemo se presentan manchas cloróticas irregulares, anillos concéntricos, deformación de las hojas y necrosis (Marys *et al.*, 2014).

Epidemiología

En la naturaleza el TSWV se transmite de manera persistente, circulativa-propagativa, por especies de trips del orden Thysanoptera, familia Thripidae. Hasta la fecha, se han identificado al

menos nueve especies de trips de esta familia que son capaces de adquirir y transmitir el TSWV. *Frankliniella occidentalis* es el vector más eficiente e importante porque se distribuye globalmente y puede transmitir la mayoría de los tospovirus. Los trips depositan sus huevos en el tejido vegetal, los cuales eclosionan después de 2-3 días, y el ciclo de vida dura entre 20 y 30 días, desde el huevo hasta la edad adulta (Sherwood *et al.*, 2003; Ayllón *et al.*, 2016). En Venezuela están presentes las especies *Thrips tabaci*, *F. occidentalis* y *F. schultzei* (Brito *et al.*, 2013).

El TSWV inicia su ciclo infectivo al ser adquirido por el trips durante su primer estadio larvario al alimentarse de una planta enferma. El virus es propagativo y se multiplica en las células intestinales, se mueve a las glándulas salivales y de allí pasa a la planta a través de la saliva durante la alimentación del trips. La proximidad entre las células intestinales y las glándulas salivales en la fase larvaria facilita el movimiento del virus, mientras que en el insecto adulto la formación de barreras entre el intestino y las glándulas salivales, así como la mayor distancia entre ambos, impiden que el virus llegue a las glándulas salivales. Por esta razón, un trips solo puede ser infectivo si ha adquirido el TSWV en estado larvario y no como adulto. Una vez adquirido por las larvas, el virus se transmite transtadialmente; es decir, persiste a través de las mudas del insecto desde las etapas larvarias hasta adulto, pero no a través de los huevos. El tiempo mínimo de alimentación necesario para adquirir o transmitir el virus de forma eficiente es de 15 minutos y el porcentaje de infección se incrementa con el tiempo de alimentación. El periodo de latencia desde la adquisición del virus por las larvas es aproximadamente de 10 días y el periodo de retención, en el que el trips es infectivo, puede extenderse en algunas especies a lo largo de toda la vida del insecto (30-40 días). El virus se transmite principalmente por adultos, aunque también se ha descrito en larvas de segundo estadio. El TSWV, una vez introducido en las células vegetales por la picadura de un trips infectivo, se replica y se mueve hacia los plasmodesmos para trasladarse a las células adyacentes (movimiento célula a célula) mediante complejos tubulares y, una vez alcanzado el floema, invade sistémicamente la planta (movimiento a larga distancia). También puede dirigirse al aparato de Golgi donde forma partículas virales maduras que pueden ser adquiridas por el trips, dando lugar a un nuevo ciclo infectivo del TSWV (Ayllón *et al.*, 2016).

Los propágulos vegetativos y los trips vectores infectados son un medio importante de diseminación del TSWV, pero una vez que se introduce material vegetal infectado en un área determinada, los trips vectores juegan el papel más crítico en la diseminación del virus. Por lo tanto, la abundancia de inóculo inicial, las especies de trips vectores y las plantas hospedantes susceptibles son factores muy importantes en la propagación del virus en entornos agrícolas (Oliver y Whitfield, 2016). El amplio rango de hospedantes del TSWV y la presencia de varias especies de trips que lo pueden transmitir hacen que la eliminación de las fuentes de inóculo primario del virus no sea práctica. Además, los trips virulíferos se dispersan a grandes distancias por el viento y pueden permanecer en los campos después de las cosechas. Aunque el tiempo de desarrollo en el que los trips pueden adquirir el virus es limitado, la amplia gama de huéspedes tanto para el virus como para los trips facilita el desarrollo de epidemias (Sherwood *et al.*, 2003).

Distribución nacional

En Venezuela, el TSWV ha sido detectado en los estados Barinas (Nava *et al.*, 1998), Carabobo (Brito *et al.*, 2015), Lara (Pérez-Colmenares *et al.*, 2015; Rodríguez-Roman *et al.*, 2018), Miranda (Marys *et al.*, 2014), Portuguesa (Brito *et al.*, 2015) y Táchira (Nava *et al.*, 1997). Sin embargo, por la forma de transmisión es muy probable que el virus se encuentre en otros estados del país donde se cultiven principalmente hortalizas y ornamentales.

Manejo de la enfermedad

En Venezuela, no se aplican medidas de control para la marchitez manchada del tomate o se hace en muy pocos casos. Probablemente, los productores de flores y de hortalizas en ambientes protegidos son más cuidadosos en prevenir este tipo de enfermedad. Y es obvio que sea así, pues, existe un gran desconocimiento de este virus y de su presencia en muchas zonas agrícolas del país. Sin embargo, lo recomendable es emplear estrategias integradas de manejo de enfermedades para controlar el virus, pero, debido a la amplia gama de hospedantes y de vectores del virus, el control puede representar un desafío en muchas circunstancias.

El uso de cultivares resistentes contra el TSWV, cuando están disponibles, es el método más eficaz para controlar el virus y prevenir su propagación. Se ha informado que varias fuentes de resistencia natural detienen la infección por TSWV. De estos genes los más estudiados son Sw-5b del tomate y Tsw en pimentón. El insecto vector se podría controlar bajo condiciones de campo mediante la aplicación de insecticidas, pero a menudo resulta ineficaz. Los insecticidas de contacto generalmente no llegan al lugar de la planta donde se encuentran los trips, y los insecticidas sistémicos no actúan con la suficiente rapidez para prevenir la transmisión del virus. Aunque la eliminación de trips en el campo no es práctica, es posible reducir las poblaciones de trips en los invernaderos. Los trips son extremadamente pequeños, muy móviles y tigmotácticos, y sus estadios de huevo y pupa están protegidos de la exposición a plaguicidas. Estas cualidades también los convierten en invasores y vectores de virus muy exitosos. Se recomienda sembrar plántulas sanas siempre que sea posible, reducir la presencia de malezas y plantas voluntarias del cultivo dentro de los campos, y en algunos casos se recomienda la remoción de plantas enfermas o sospechosas dentro del cultivo. También se sugiere aplicar cualquier medida cultural (aislamiento de cultivos, mantillos reflectantes, etc.) según el caso. Las tecnologías nuevas y emergentes que permiten un mejor control de los vectores de virus son prometedoras, aunque en su mayor parte, aún no se han aplicado al control de tospovirus (Sherwood *et al.*, 2003; Oliver y Whitfield, 2016).

Diagnóstico

Con relación al diagnóstico del TSWV, una de las principales debilidades es que en la actualidad no se cuenta en el país con laboratorios dotados de equipos y reactivos para su diagnóstico, al igual que para muchos otros virus. Asimismo, no existe en la mayoría de los productores y técnicos el conocimiento básico para acometer un diagnóstico preliminar. Esto influye al momento de determinar su prevalencia y planificar cualquier estrategia de manejo. Sin embargo, es importante mencionar algunos aspectos relacionados con el diagnóstico de este virus:

El TSWV induce síntomas muy variados, como fue descrito previamente, y dependen de la cepa viral, la especie hospedante, el genotipo y las condiciones ambientales (temperatura). Sin embargo, en combinación con otra información como la presencia de trips, los síntomas pueden ser un indicador de la presencia de este tospovirus. En muchos casos, el virus provoca necrosis, lo cual dificulta el diagnóstico basado en síntomas únicamente. Un procedimiento rutinario en laboratorios modestos es la inoculación mecánica a una serie de hospedantes indicadores o de diagnóstico, con controles positivos y negativos; lamentablemente, no es una prueba rápida, ya que los síntomas generalmente se desarrollan entre 7 y 28 días, y requiere de instalaciones específicas (invernaderos). También pueden realizarse observaciones al microscopio electrónico. Si aparecen síntomas sugestivos de TSWV en el invernadero al mismo tiempo que altas poblaciones de trips, es muy posible que el virus esté presente.

Una prueba serológica comúnmente utilizada es ELISA, tanto en extractos de plantas infectadas como en trips. También se ha utilizado un inmunoensayo de impresión de tejido para el diagnóstico del TSWV. En la mayoría de los casos, el diagnóstico preciso se facilita mediante técnicas serológicas o moleculares. Se han desarrollado técnicas moleculares basadas en RT-PCR que pueden detectar el virus en plantas y en trips. Asimismo, se encuentran disponibles métodos de PCR en tiempo real, rápidos y sensibles (Oliver y Whitfield, 2016).

Maíz

El maíz (*Z. mays*) es hospedante natural de más de 50 virus y experimentalmente es infectado por otros 30 (Lapierre y Signoret, 2004). En Venezuela se han señalado seis virus afectando a este cultivo en condiciones naturales: virus del mosaico del maíz (Malaguti, 1963), virus del mosaico de la caña de azúcar (Ordosgoitti y Malaguti, 1969), virus del estriado del maíz u hoja blanca (Trujillo *et al.*, 1974), virus del rayado fino del maíz (Lastra y Cuello de Uzcátegui, 1980), virus del mosaico enanizante del maíz (Garrido y Trujillo, 1988) y virus del mosaico del pasto johnson (Mariño *et al.*, 2010). Sin embargo, el virus del mosaico enanizante del maíz es el virus más importante del maíz en Venezuela, por su incidencia y frecuencia, y por el efecto que puede tener sobre el rendimiento en maíz (Pineda *et al.*, 1991; Rodríguez *et al.*, 2015) y sorgo (Rangel *et al.*, 1996).

Virus del mosaico enanizante del maíz

Etiología

El virus del mosaico enanizante del maíz (*Maize dwarf mosaic virus*, MDMV) pertenece al género *Potyvirus*, clasificado en la familia *Potyviridae*, del orden *Patatavirales* (ICTV, 2021). En Venezuela, fue señalado por primera vez en 1973 afectando siembras comerciales de maíz y sorgo en la zona central (Ordosgoitti y Viera, 1973). Posteriormente, fue identificado como una nueva raza del MDMV (Garrido y Trujillo, 1988).

Características de los viriones y del genoma

Las partículas del MDMV son filamentos flexuosos de 700-755 nm de largo y 12-16 nm de ancho, las cuales se ubican frecuentemente en el citoplasma. El MDMV tiene un coeficiente de sedimentación de 140-170 S, una densidad de flotación en cloruro de cesio de 1,254-1,324 g/ml y una relación A260/A280 de 0,79-0,89 (Lapierre y Signoret, 2004).

El genoma del MDMV está constituido por un ARN de cadena sencilla y sentido positivo; tiene aproximadamente 9500 pb de longitud con una proteína ligada al genoma viral unida covalentemente. Una poliproteína grande de 338 kDa se traduce a partir de un único marco de lectura abierto (ORF), que posteriormente se escinde proteolíticamente para producir 10 proteínas finales (P1, HC-Pro, P3, 6K1, CI, 6K2, NIa-VPg, NIa-Pro, NIb y CP) con múltiples funciones. La proteína de la cápside (CP) tiene un peso molecular de 28,5 kDa. Las regiones C-terminales de esta proteína juegan un papel importante en el proceso de encapsidación y transporte de célula a célula y el N-terminal flexible está involucrado en el transporte a larga distancia y en la transmisión por áfidos (Kannan *et al.*, 2018).

Razas

Las razas que se conocen actualmente de este virus son: MDMV-A, MDMV-D, MDMV-E, MDMV-F (Ford *et al.*, 1989) y MDMV-V (Garrido y Trujillo, 1988). En Venezuela han sido señaladas MDMV-A (Rangel *et al.*, 1995) y MDMV-V (Garrido y Trujillo, 1988). MDMV-V es la raza más importante en el país y se encuentra diseminada en las principales zonas productoras de maíz (Pineda *et al.*, 1991; Cuello de Uzcátegui y Garrido, 1995) y sorgo (Garrido *et al.*, 1994; Blanco y Garrido, 1996) con altos niveles de incidencia (65-85%) en algunas localidades.

Rango de hospedantes

El rango de hospedantes del MDMV está limitado a las poáceas, incluyendo unas 250 especies de plantas. Los principales cultivos de interés agrícola que infecta son el maíz y el sorgo. En Venezuela, el MDMV tiene como huéspedes naturales al falso johnson (*Sorghum verticilliflorum*), pasto johnson (*Sorghum halepense*), paja peluda (*Rottboellia cochinchinensis*), falsa pata de gallina (*Digitaria sanguinalis*) y paja de conejo (*Paspalum fimbriatum*) (Garrido y Trujillo, 1989b; Garrido y Brito, 2011). Sin embargo, muchas especies de poáceas son susceptibles al MDMV cuando son inoculadas mecánicamente con extractos de plantas infectadas con el virus bajo condiciones de laboratorio (Garrido y Trujillo, 1989b).

Sintomatología

Los síntomas inducidos por el MDMV en maíz incluyen inicialmente un moteado suave, el cual se incrementa en intensidad hasta transformarse en un mosaico que, por lo general, se inicia en la base de las hojas jóvenes; el mosaico puede ser irregular y difuso o estar limitado a las aéreas internervales y producir estrías cloróticas. En infecciones tempranas las plantas pueden presentar enanismo y mazorcas estériles o con pocos granos. La gravedad de los síntomas depende principalmente de la susceptibilidad del genotipo que se está cultivando y del momento de la infección. La infección temprana conduce a una mayor severidad de los síntomas. En general, la infección en las etapas de crecimiento juvenil retrasa la madurez y provoca la pérdida de un gran número de granos en el extremo basal de la mazorca. El virus también puede causar retraso en el crecimiento, reducción del peso de la planta, retraso en la floración y maduración de los estigmas, y disminución del peso y diámetro de las mazorcas (Shurtleff, 1980; Kannan *et al.*, 2018).

En el caso del sorgo, los síntomas pueden ser más diversos que en el maíz y dependen no solo de la susceptibilidad del genotipo de la planta sino también de las condiciones climáticas. Los síntomas inducidos por el MDMV incluyen moteado, mosaico, amarillamiento, enrojecimiento foliar, estrías cloróticas, retardo en la floración, reducción en el tamaño y calidad de la semilla, reducción en el rendimiento, achaparramiento, macollamiento y muerte de algunos genotipos. A temperaturas cálidas, las plantas de sorgo responden inicialmente a la infección con síntomas de mosaico, pero producen un síntoma de rayas rojas (hoja roja) cuando se exponen a temperaturas más frías (aproximadamente 16 °C). Este síntoma es consecuencia de la necrosis inducida por la infección (Blanco y Garrido, 1996; Garrido, 2001).

Epidemiología

Las fuentes de inóculo de MDMV en condiciones de campo son plantas infectadas y, en menor cuantía, semillas infectadas (menos del 0,01%). Entre las plantas hospedantes que sirven como fuente

natural del virus se encuentran muchas especies de poáceas. Entre ellas, las más importantes son el pasto johnson (*S. halepense*) para la raza MDMV-A y el falso johnson (*S. verticilliflorum*) para la raza venezolana (MDMV-V) (Garrido y Trujillo, 1989a; Garrido y Brito, 2011).

El MDMV es transmitido por más de 20 especies diferentes de áfidos, los cuales adquieren el virus al alimentarse de plantas hospedantes infectadas, silvestres o cultivadas. Las especies siguientes son algunos de los vectores probados del MDMV: *Acyrtosiphon pisum*, *Aphis citricola*, *A. craccivora*, *A. fabae*, *A. gossypii*, *Brevicoryne brassicae*, *Hysteronura setariae*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Myzus persicae*, *Rhopalosiphum padi*, *R. maidis*, *Schizaphis graminum* y *Sitobion avenae* (CABI, 2021a; Garrido y Cermeli, 1994).

Los áfidos vectores transmiten el MDMV de manera no persistente. Los períodos de acceso a la adquisición e inoculación varían entre 10 segundos a 2 minutos, sin periodo de latencia, y la transmisión del virus por los áfidos está estrechamente relacionada con la retención del virus en los estiletes. Esta retención es mediada por la proteína de la cápside viral y un factor proteico ayudante de la transmisión (HC-Pro). El componente auxiliar (HC-Pro) es una proteína no estructural que se encuentra en plantas enfermas, pero no en tejidos sanos. La proteína HC-Pro forma interacciones entre el estilete del vector y la proteína de la cubierta del virus, por lo que realiza su función de “puente molecular”. La persistencia del virus en los áfidos suele ser de 30 minutos a 4 horas, pudiendo llegar hasta 6 horas. Las uredosporas de la roya del maíz (*Puccinia sorghi*) originadas en plantas infectadas también pueden transmitir la enfermedad (Kannan *et al.*, 2018; CABI, 2021a).

La concentración viral y la edad de la planta donde el áfido adquiere el virus también pueden afectar la transmisión del MDMV (CABI, 2021a). El aumento de la transmisión del MDMV y la alta incidencia de la enfermedad se correlacionan con un aumento de las poblaciones de áfidos en los reservorios naturales del virus. En el país, altas incidencias del MDMV-V en siembras de maíz y sorgo han estado asociadas a altas poblaciones del áfido *R. maidis* (Garrido y Trujillo, 1989a).

El período de incubación en plantas infectadas suele durar de 6 a 10 días, pero en determinadas condiciones puede llegar a durar hasta 4 semanas, dependiendo de la susceptibilidad del genotipo de la planta y de las condiciones ambientales. Por otra parte, la concentración de MDMV en las plantas de maíz infectadas varía mucho y depende de la susceptibilidad del cultivo, la temperatura, la edad, la posición de las hojas y otros factores (CABI, 2021a).

La presencia de una fuente de inóculo del MDMV es crucial para la aparición y propagación de la enfermedad. Generalmente, la aparición del MDMV en cultivos de maíz y sorgo está asociada a fuentes de inóculo dentro y/o en los alrededores del cultivo. Todas las plantas hospedantes, tanto cultivadas como silvestres, ayudan al mantenimiento del MDMV en condiciones de campo. Cuando las especies perennes se infectan (ej. pasto johnson), mantienen el inóculo viral durante todo el tiempo (Garrido y Brito, 2011; CABI, 2021a).

En Venezuela, el falso johnson (*S. verticilliflorum*) desempeña una función muy importante en la epidemiología del MDMV-V, pues, además de constituir la principal fuente de inóculo de esta raza, es hospedante del principal insecto transmisor, *R. maidis*. El pasto johnson (*S. halepense*) es una planta perenne con rizomas bien desarrollados; acumula y conserva el inóculo de MDMV-A. Y dondequiera que estén presentes estas malezas suelen estar infectadas con estas razas. Varios investigadores (Garrido y Trujillo, 1989a; Rangel *et al.*, 1995; Garrido y Brito, 2011) han demostrado que las plantas de

estas poáceas infectadas sirven como una fuente permanente del virus en condiciones de campo, lo cual favorece la aparición de la enfermedad. Kannan *et al.* (2018) señalan que otras condiciones que favorecen la presencia de este virus en plantaciones de maíz y sorgo son el uso de semilla de cultivares susceptibles y la presencia de áfidos.

Distribución nacional

El MDMV está presente en las principales zonas productoras de maíz y sorgo en Venezuela. Es decir, en los estados Guárico, Portuguesa, Barinas, Cojedes, Aragua, Monagas y Yaracuy. La raza predominante detectada en estas zonas ha sido MDMV-V (Garrido *et al.*, 1994; Rodríguez *et al.*, 2015) y en menor proporción MDMV-A (Rangel *et al.*, 1995; Garrido *et al.*, 1996).

Manejo de la enfermedad

Considerando que el MDMV tiene aproximadamente unas 250 especies de poáceas hospedantes y unas 20 especies de áfidos vectores, su control no es fácil. Se recomienda que un plan de manejo integrado comprenda, al menos, tres medidas básicas: eliminación del pasto johnson más otros hospedantes silvestres (reservorio del MDMV en condiciones de campo), control de áfidos vectores y uso de genotipos de maíz y sorgo resistentes (CABI, 2021a). Sin embargo, en Venezuela no se hace control de esta enfermedad y la mayoría de los cultivares de maíz que se siembran son susceptibles al virus. Esta situación de vulnerabilidad de los cultivares, especialmente ante la raza MDMV-V, pudiera estar asociada a pérdidas importantes en los rendimientos (Pineda *et al.*, 1991; Rodríguez *et al.*, 2015).

En maíz, la reducción del rendimiento en cultivares comerciales infectados con MDMV puede variar desde 42 a 75% o más, dependiendo del tipo de maíz (dentado, dulce o líneas endocriadas) (CABI, 2021a). Pineda *et al.* (1991) determinaron la incidencia y la severidad de los síntomas del mosaico enanizante del maíz en siembras de maíz ubicadas en la localidad Agua Blanca del estado Portuguesa. En las plantas que expresaban un mosaico severo el rendimiento general disminuyó entre 8 y 45%, y la disminución del peso de la mazorca varió entre 13 y 45%. Las pérdidas en el rendimiento total del cultivo están relacionadas directamente con la incidencia de la enfermedad y la susceptibilidad del cultivar de maíz utilizado para la siembra.

En sorgo, algunos investigadores han señalado desde un 26% hasta un 61% de disminución del rendimiento de plantas de sorgo afectadas por el mosaico enanizante del maíz. En cultivares susceptibles infectados a temprana edad puede llegar a causar hasta 100% de pérdidas (Garrido, 2001). No obstante, en Venezuela no se conoce el efecto del MDMV sobre el rendimiento de este cultivo bajo condiciones de campo. Rangel *et al.* (1996), trabajando bajo condiciones de laboratorio, encontraron que las plantas infectadas a temprana edad con el MDMV-V sufrieron retraso en la floración, disminución del tamaño y peso de la planta, reducción en la longitud y peso de la panícula y menor acumulación de materia seca. El peso de la panícula fue el componente del rendimiento más afectado por la infección viral, reduciéndose en más de 50%. Cuando la inoculación se realizó a los 45 días después de la siembra, no se observaron diferencias significativas entre plantas sanas y enfermas.

Diagnóstico

Con relación al diagnóstico del MDMV bajo condiciones de campo, los síntomas inducidos en las primeras etapas del desarrollo de las plantas de maíz son muy característicos de potyvirus (mosaico

y estrías cloróticas), lo cual permite determinar fácilmente la etiología viral de la enfermedad y la incidencia. Sin embargo, cuando se requiere hacer la identificación del virus, la sintomatología no es un criterio muy confiable, ya que existen otros potyvirus (*Sugarcane mosaic virus*, *Johnsongrass mosaic virus* y *Sorghum mosaic virus*) que ocasionan síntomas similares a los inducidos por el MDMV en maíz. Los métodos más fiables serían las pruebas biológicas de infectividad (bioensayos con hospedantes diferenciales), la serología (ELISA) y las técnicas moleculares (RT-PCR y otras), siendo las dos últimas mucho más rápidas (Ayllón *et al.*, 2016). Los diagnósticos realizados por algunos investigadores han determinado que el virus predominante en las plantaciones de maíz y sorgo en Venezuela es el MDMV-V (Garrido *et al.*, 1994; Cuello de Uzcátegui y Garrido, 1995; Rodríguez *et al.*, 2015).

Las técnicas serológicas han sido el sistema de diagnóstico más utilizado para potyvirus (ej. MDMV, SCMV). Sin embargo, las relaciones serológicas entre potyvirus son complejas, con reacciones cruzadas inesperadas e inconsistentes que dificultan su aplicación en la identificación de virus específicos. Los nuevos anticuerpos específicos de especies que se dirigen a la región N-terminal inmunodominante de la proteína de la cápside proporcionan excelentes herramientas para la detección serológica de muchos potyvirus. La RT-PCR es otra forma de abordar el diagnóstico, tanto para la detección como para la identificación de potyvirus altamente divergentes (Ayllón *et al.*, 2016). Para ello, se requiere de laboratorios dotados con reactivos y los equipos necesarios. Por esta razón, es difícil realizar este tipo de prueba (serológicas y moleculares) actualmente en nuestro país.

Musáceas (bananos y plátanos)

Los bananos y plátanos (*Musa* spp.) son afectados por numerosas enfermedades provocadas por varios patógenos. Los virus en general son una preocupación importante para la producción debido a sus efectos sobre el rendimiento y la calidad, y como limitación al intercambio internacional de germoplasma de *Musa*. En el ámbito mundial se han descrito unos 20 virus que infectan bananos y plátanos (Kumar *et al.*, 2015); sin embargo, solo dos de ellos han sido citados en Venezuela: el virus del rayado del banano (Garrido *et al.*, 2005) y el virus del mosaico del pepino (Herold y Dao, 1961).

El virus del rayado del banano es el virus de mayor distribución que infecta bananos y plátanos en todo el mundo, y representa un serio obstáculo en los programas de mejoramiento y en el movimiento de germoplasma de *Musa*. Muchos híbridos resistentes a otras enfermedades no se han podido incorporar a la producción porque frecuentemente están infectados por este virus, ya que se puede integrar al genoma de *Musa* y, bajo ciertas condiciones de estrés, las plantas portadoras de esas secuencias virales integradas desarrollan la enfermedad (Garrido *et al.*, 2005; Tripathi *et al.*, 2019). Por ello, es necesario mantener una estricta vigilancia epidemiológica de los cultivos de plátano y banano, y la realización de estudios de diagnóstico y distribución de la enfermedad en el país.

Virus del rayado del banano

Etiología

La enfermedad del rayado del banano en bananos y plátanos en todo el mundo es causada por una colección de especies del virus del rayado del banano, *Banana streak virus* (BSV), perteneciente al género *Badnavirus*, de la familia *Caulimoviridae*, en el orden *Ortervirales*. Hasta ahora, el ICTV ha reconocido nueve especies: BSGFV, BSIMV, BSMYV, BSOLV, BSUAV, BSUIV, BSULV,

BSUMV y BSVNV; otras adicionales están a la espera de ser reconocidas (Teycheney *et al.*, 2020). En Venezuela, está presente la especie *Banana streak OL virus* (BSOLV) y fue citada por primera vez en el país en 2005 (Garrido *et al.*, 2005).

Características de los viriones y del genoma

Los viriones son baciliformes y tienen un tamaño promedio de 130 x 30 nm, aunque la longitud de la partícula puede variar en algunos casos. No se han observado proyecciones u otras características de la superficie de la cápside mediante microscopía electrónica. Los viriones contienen una sola molécula de ADN bicatenario circular, cerrado no covalentemente, de 7,2 a 7,8 kpb, que utiliza una transcriptasa inversa (RT) codificada por el virus para replicarse. Cada hebra del genoma tiene una sola discontinuidad. Los viriones tienen dos proteínas: la proteína de la cápside o cubierta proteica y la proteína asociada al virión. La proteína de la cápside presenta tres dominios y dos isoformas, mientras que la proteína asociada al virión decora la superficie del virión al ocupar los poros entre los capsómeros (Teycheney *et al.*, 2020).

El genoma contiene tres ORF que codifican tres proteínas denominadas P1, P2 y P3. La función de la proteína P1 se desconoce y se asocia con viriones; P2 es la proteína asociada al virión; y P3 es una poliproteína que codifica al menos cuatro proteínas: proteína de movimiento, una proteína de la cápside, una proteasa aspártica y una replicasa viral que consta de dominios RT y RNasa H. Esta poliproteína se escinde en unidades funcionales por la proteasa aspártica una vez que se ha traducido por completo. La proteína de movimiento pertenece a la superfamilia 30K de proteínas de movimiento viral, que forman estructuras tubulares que ocupan los plasmodesmos y aumentan el límite del tamaño de exclusión para el paso de macromoléculas. A diferencia de los retrovirus, el BSV no codifica integrasa, ni requiere integración en el genoma del huésped para replicarse (Kumar *et al.*, 2015; Teycheney *et al.*, 2020).

Razas

El BSV es un complejo de diferentes virus pertenecientes a los pararetrovirus y clasificados como pararetrovirus endógenos cuando se integran en el genoma del hospedante (*Musa* spp.). El BSV integrado en el genoma del hospedante se conoce como BSV endógeno (eBSV). Las secuencias del eBSV se integran principalmente en el genoma B derivado de *Musa balbisiana*. Durante la infección viral se integran múltiples copias de secuencias virales de eBSV como repeticiones en tándem directas e invertidas en un solo locus en el genoma B del hospedante. Cuando las plantas de banano están estresadas, el eBSV se recombina para producir un genoma viral episomal funcional y partículas virales infecciosas y, como resultado, la planta desarrolla síntomas de la enfermedad. El cultivo *in vitro* para la propagación y la hibridación mediante el mejoramiento convencional también puede desencadenar su activación. En consecuencia, el BSV se considera una limitación importante en los programas de mejoramiento de banano, ya que restringe el uso del progenitor diploide *M. balbisiana* o sus derivados portadores de un genoma B como progenitores para la introgresión de rasgos agronómicos deseables. También restringe el movimiento de germoplasma de genotipos con el genoma B en todo el mundo debido a esta posible activación de eBSV en la forma infecciosa episomal del virus (Tripathi *et al.*, 2019).

Varios eBSV se convirtieron en parte del material genético de su especie huésped mediante la endogenización de badnavirus ancestrales. Los huéspedes son varias especies de *Musa* A (*M. acuminata*), B (*M. balbisiana*) y S (*M. schizocarpa*). Actualmente, eBSV es el nombre común de

las secuencias virales endógenas correspondientes a un BSV episómico conocido. Hasta ahora, solo BSOLV, BSGFV, BSIMV y BSMYV tienen una contraparte de eBSV. Estos eBSV solo están presentes en el genoma de *M. balbisiana* (genoma B). Las otras secuencias de badnavirus endógenas descritas como badnavirus endógeno del banano (BEV), hasta ahora no se les ha identificado una contraparte episomal. Es probable que correspondan a eventos de integraciones antiguas de virus ancestrales y se distribuyen ampliamente entre los genomas de *Musa* (Bhat *et al.*, 2016).

Aunque inicialmente todos los aislados virales asociados al rayado del banano fueron referidos como BSV, muchas especies se distinguieron en función de la información de secuencia y el análisis genético y serológico. El primer aislado del BSV en ser secuenciado fue de Nigeria; este aislado se identificó más tarde como una especie distinta y se conoció como BSOLV. Luego, fueron secuenciados los genomas de dos especies australianas (BSMYV y BSGFV) y, dada la alta variabilidad del BSV, en bananos de Uganda identificaron 13 nuevas especies de este virus. Otras tres especies también han sido secuenciadas. El ICTV, hasta ahora, solo ha reconocido nueve especies (BSGFV, BSIMV, BSMYV, BSOLV, BSUAV, BSUIV, BSULV, BSUMV y BSVNV). Las especies del BSV se pueden ordenar en tres clados: El clado 1 incluye varias especies que causan la enfermedad del rayado del banano en todo el mundo; el clado 2 incluye los badnavirus endógenos de *Musa* sin contraparte episomal; y el clado 3 consta de todas las especies de BSV de Uganda excepto BSUAV (Kumar *et al.*, 2015; Bhat *et al.*, 2016). El género *Badnavirus* es el más complejo y más diversificado dentro de la familia *Caulimoviridae* (Bhat *et al.*, 2016).

Rango de hospedantes

El rango de hospedantes de este badnavirus está limitado a las musáceas. Experimentalmente, el BSV se ha transmitido solo a plantas de la familia *Musaceae* utilizando escamas o cochinillas como vectores, pero nunca mediante inoculación mecánica de extractos de savia provenientes de plantas enfermas. Muchos genotipos de banano diferentes son susceptibles a la infección por el BSV, incluidos los tipos *Musa acuminata* (grupos *Musa* AA y AAA) y *M. balbisiana* (grupo *Musa* BB), así como híbridos de estas dos especies (grupos *Musa* AAB, ABB, ABBB). La especie *Ensete ventricosum*, conocida comúnmente como falso banano o bananero de Etiopía, es un hospedante (musácea) tanto experimental como natural de este virus (Geering y Thomas, 2002).

Sintomatología

Los síntomas del rayado del banano varían ampliamente y están influenciados por el cultivar, la especie viral y las condiciones ambientales. La enfermedad se manifiesta inicialmente como un mosaico consistente de rayas o estrías cloróticas, continuas o interrumpidas, esparcidas o concentradas en algunas áreas de las hojas. Las estrías cloróticas progresivamente se vuelven necróticas, produciendo un aspecto de estriado de color marrón oscuro o negro en las hojas más viejas. En algunos cultivares infectados en forma severa se observa necrosis en los pecíolos y en el pseudotallo. Las plantas afectadas presentan un reducido vigor, racimos de menor tamaño y algunas veces frutos deformes. Ocasionalmente, puede ocurrir la aparición aberrante de racimos (los racimos brotan a la mitad del pseudotallo), los frutos pueden presentar ruptura de la piel (cáscara) y manchas necróticas en la pulpa. También se puede presentar un arreglo o distribución anormal de las hojas (hojas arrepolladas) y necrosis interna del pseudotallo, evidenciándose hinchamiento y resquebrajamiento del mismo. Una característica de esta enfermedad es la distribución errática de los síntomas. Algunas veces la planta no presenta el rayado en todas sus hojas y, durante algún tiempo, las hojas nuevas no muestran síntomas o éstos son muy leves; es decir, la expresión de los síntomas es intermitente, pero el virus se puede detectar en todas las etapas. Al parecer, los síntomas y la carga viral dependen en gran medida de la temperatura (Garrido *et al.*, 2005; Bhat *et al.*, 2016).

Epidemiología

La transmisión horizontal del BSV es de tipo semipersistente, a través de pseudocóccidos (escamas o cochinitas). Sin embargo, la forma principal de diseminación es verticalmente por propagación de material vegetativo infectado, especialmente los hijuelos. El virus no se multiplica en su vector y no hay transmisión transovárica. Todas las etapas móviles de la vida de los vectores pueden adquirir y transmitir el virus. El BSV no ha sido transmitido a *Musa* a través de inoculación mecánica. No obstante, existen evidencias de su transmisión a través de la semilla de *Musa* AAB, pero no se puede excluir la posibilidad de que la infección en las plántulas se debió a la expresión de ADN viral integrado (Teycheney *et al.*, 2020).

Se ha informado que las especies *Planococcus citri*, *Dysmicoccus brevipes*, *Planococcus musa*, *Ferrisia virgata*, *Planococcus ficus*, *Saccharicoccus sacchari* y *Paracoccus burnerae* transmiten el BSV. Los ensayos de transmisión con *P. burnerae* demostraron la incapacidad del vector para adquirir y transmitir el virus bajo condiciones calurosas (24–30 °C). Sin embargo, en condiciones frescas (9–20 °C) fue necesario un mínimo de 6 h de tiempo de alimentación para que los estadios de *P. burnerae* se tornaran virulíferos (Kumar *et al.*, 2015). Las especies *P. citri*, *D. brevipes* y *S. sacchari* están presentes en Venezuela, y podrían estar jugando un rol importante en la diseminación de este badnavirus (Garrido *et al.*, 2005).

Existen dos formas infecciosas del BSV: 1) la forma episomal resultante de la infección de las células de las plantas después de la transmisión por sus vectores (escamas); 2) la forma endógena, que son secuencias virales endógenas del BSV (eBSV) integradas dentro del genoma B del banano (*M. balbisiana*). Se ha informado que el estrés físico induce partículas virales de novo (forma episomal) de eBSV, posiblemente, a través de recombinación homóloga intracatenaria. Estos elementos endógenos son responsables de causar infección en híbridos de *M. acuminata* × *M. balbisiana*, especialmente después de la propagación de plantas por cultivo de tejidos. Tanto el virus episomal como las partículas infecciosas de eBSV dan lugar a una infección sistémica de las plantas, y las partículas del BSV de ambos orígenes pueden ser transmitidas por las escamas (Kumar *et al.*, 2015; Teycheney *et al.*, 2020). Los eBSV infecciosos constituyen un caso extremo de parasitismo, así como una estrategia para la transmisión vertical del virus (Bhat *et al.*, 2016).

El BSOLV integrado está ligado al genoma B de *Musa* cultivado; por lo tanto, está ausente en los bananos (cambures) más importantes comercialmente en el subgrupo Cavendish (grupo *Musa* AAA). Sin embargo, se ha encontrado el BSOLV en plantas de cambur del cultivar Pineo gigante (*Musa* AAA, subgrupo Cavendish). Esto implica que la infección con BSOLV en esos cambures pudo originarse solo de una fuente externa, y sugiere que los insectos vectores estarían transmitiendo el virus de plátano (AAB) a banano (Garrido *et al.*, 2004a).

El uso de material de siembra infectado, sin percatarse, favorece la aparición del rayado del banano en el campo. Otro aspecto que aumenta la incidencia de la enfermedad es la propagación masiva que se logra mediante la multiplicación de plántulas *in vitro*, que es como se utiliza principalmente en las plantaciones comerciales de banano o mediante el uso de hijuelos. La multiplicación vegetativa de plantas infectadas puede aumentar significativamente la incidencia del BSV en el campo. Asimismo, el incremento de las poblaciones de insectos vectores favorece la diseminación del virus. Por otra parte, en algunos casos la mayor expresión de los síntomas se produjo en las épocas más calurosas del año. A medida que las plantaciones envejecen y/o el estrés ambiental general es mayor, la infección es más perjudicial para el rendimiento (Geering y Thomas, 2002).

Distribución nacional

El BSV tiene una distribución mundial y, probablemente, se presenta en cualquier lugar donde se cultiven musáceas. En Venezuela, se ha detectado en los estados Aragua, Barinas, Carabobo, Delta Amacuro, Mérida, Miranda, Sucre, Yaracuy y Zulia (Ordosgoitti *et al.*, 2001; Garrido *et al.*, 2005).

Manejo de la enfermedad

El principal método de control para limitar la infección por BSV es la producción y multiplicación de plantas de banano sanas. Sin embargo, el cultivo puede infectarse a través de sus vectores (escamas). Considerando que estos insectos tienen una baja tasa de propagación del BSV, porque se mueven lentamente, la eliminación de plantas enfermas es probablemente una medida de control adecuada y fácil para brotes aislados. La multiplicación vegetativa de plantas infectadas asintomáticas puede aumentar significativamente la incidencia de BSV en el campo. Esto puede ocurrir fácilmente, ya que la enfermedad presenta una distribución errática de los síntomas en las plantas, pudiendo estar asintomáticas por largos períodos (Geering y Thomas, 2002; Bhat *et al.*, 2016).

En muchos casos, se cree que la infección en campo se desarrolla *de novo* a partir de ADN viral integrado en el genoma nuclear del hospedante (eBSV). El ADN del BSOLV integrado está ligado al genoma B de *Musa* cultivado (todos los híbridos AxB de *Musa*) y, se sabe, que el uso del cultivo de tejidos para propagar los plátanos es un desencadenante de la expresión de estas secuencias virales integradas, pero también pueden estar involucradas otras condiciones ambientales no definidas. Cuando las plantas de banano están estresadas, el eBSV se recombina para producir un genoma viral episomal funcional y partículas virales infecciosas y, como resultado, la planta desarrolla síntomas de la enfermedad. Al parecer, las grandes epidemias del BSV no se deben a transmisión natural, sino a la activación de las secuencias integradas en condiciones de estrés. Por ello, la multiplicación *in vitro* de genotipos de *Musa* libres de eBSV sigue siendo la forma más apropiada para proporcionar grandes cantidades de material de siembra libre de patógenos (Geering y Thomas, 2002; Kumar *et al.*, 2015).

Para eliminar el BSV de los tejidos vegetales infectados y la regeneración del material de siembra libre de BSV han empleado criopreservación seguida de cultivo de meristemo apical, que reduce significativamente la concentración del virus. También han utilizado compuestos antivirales (adefovir, tenofovir y PMEDAP), para erradicar las formas episomales (Kumar *et al.*, 2015).

Con el advenimiento de las herramientas de edición del genoma como TALENS, la nucleasa de dedos de zinc y el reciente CRISPR-Cas9 con métodos de guía breve basados en ARN, es posible eliminar las secuencias virales integradas no deseadas, que pueden dar lugar espontáneamente a formas episomales (Bhat *et al.*, 2016). La aplicación de la tecnología de edición del genoma basada en CRISPR/Cas9 para inactivar las secuencias de eBSV en el genoma del plátano, ha permitido obtener resultados prometedores. En una investigación, el 65% de los eventos editados probados permanecieron asintomáticos en comparación con las plantas control no editadas, bajo condiciones de estrés hídrico, lo que confirma la inhibición del eBSV y la reversión de su capacidad para convertirse en partículas virales infecciosas en la versión líneas editadas (Tripathi *et al.*, 2019).

Diagnóstico

Los bananos y plátanos se propagan vegetativamente por cultivo de tejidos o por producción de hijuelos o chupones. Por lo tanto, son necesarios métodos de diagnóstico precisos para la identificación

de materiales libres de virus. La presencia de altos niveles de variabilidad serológica entre las especies de BSV y la presencia de secuencias de eBSV dificultan el diagnóstico serológico y el basado en PCR (Bhat *et al.*, 2016). Sin embargo, existen algunos antisueros policlonales y monoclonales que han sido muy útiles en la detección de la mayoría de los aislamientos del BSV. La detección serológica del BSV se puede lograr mediante diferentes técnicas: microscopía electrónica inmunoabsorbente (ISEM), DAS-ELISA o PCR con inmunocaptura (IC-PCR). IC-PCR es más sensible que la microscopía inmunoelectrónica (IEM) para detectar el BSV. ISEM y ELISA pueden detectar la mayoría de los virus que conforman el grupo BSV, pero la identificación de especies no es posible (Kumar *et al.*, 2015).

El diagnóstico por PCR no distingue entre infecciones episomales y eBSV. Además, todas las especies de *Musa* portan secuencias integradas de badnavirus en sus genomas que son incapaces de generar partículas infecciosas. Por lo tanto, las pruebas de PCR en cualquier ADN genómico total extraído de una planta de musácea utilizando cebadores de BSV degenerados pueden dar como resultado reacciones positivas para BSV. IC-PCR permite la detección de partículas episomales después de la unión del BSV al antisuero policlonal polivalente y también identifica especies virales usando cebadores específicos de BSV. Este enfoque molecular es la prueba de diagnóstico más utilizada actualmente para el BSV. Sin embargo, la presencia de eBSV en los genomas de *Musa* aún podría interferir con la detección episomal por PCR y conducir a falsos positivos (Kumar *et al.*, 2015; Bhat *et al.*, 2016).

Se ha aplicado RT-PCR multiplex (en tiempo real) para la detección de BSV y evitar la detección de secuencias de eBSV. Sin embargo, la detección exclusiva de BSV episomal por este método es difícil porque se sabe que las secuencias de eBSV se transcriben, dando como resultado transcripciones de ARN que pueden detectarse mediante RT-PCR, lo que conduce a suposiciones erróneas. Recientemente, se han propuesto dos nuevas técnicas moleculares como alternativas para la detección del BSV: Loop-mediated Isothermal Amplification (LAMP) y Rolling Circle Amplification (RCA). Ambos métodos tienen la ventaja de amplificar el ADN diana sin un instrumento de ciclo térmico y discriminar entre genomas endógenos y episómicos (Kumar *et al.*, 2015; Bhat *et al.*, 2016).

Caña de azúcar

En Venezuela se han identificado infectando caña de azúcar (*Saccharum* spp.) los virus siguientes: virus del mosaico de la caña de azúcar (*Sugarcane mosaic virus*, SCMV) (Ordosgoitti y Aponte, 1987), virus de la hoja amarilla de la caña de azúcar (*Sugarcane yellow leaf virus*, ScYLV) (Izaguirre-Mayoral *et al.*, 2002), virus baciliforme de la caña de azúcar (*Sugarcane bacilliform virus*, SCBV) (Garrido *et al.*, 2004b), virus del mosaico suave de la caña de azúcar (*Sugarcane mild mosaic virus*, SCMMV) (Ordosgoitti *et al.*, 2006) y virus del mosaico del sorgo (*Sorghum mosaic virus*, SrMV) (Ordosgoitti y González, 1977).

Hasta el 2001, sólo el SCMV había sido identificado en Venezuela, y constituye la enfermedad viral más diseminada en las principales zonas productoras de caña de azúcar del país. Este virus tiene un interés particular por las pérdidas que puede provocar en cultivares susceptibles, la ineficiencia del control químico y la escasez de material vegetal resistente para todas sus razas; además, afecta otras poáceas de interés agrícola como lo son el maíz y el sorgo (Méndez *et al.*, 2005; Garrido, 2007). Su importancia ha sido registrada en el país y en el mundo (Ordosgoitti y Aponte, 1986; China *et al.*, 2000; Perera *et al.*, 2012).

Virus del mosaico de la caña de azúcar

Etiología

El virus del mosaico de la caña de azúcar (*Sugarcane mosaic virus*, SCMV) es un miembro del género *Potyvirus* de la familia *Potyviridae*, perteneciente al orden *Patatavirales* (ICTV, 2021). El mosaico de la caña de azúcar fue citado por primera vez en Venezuela en el año 1927 (Alamo-Ibarra, 1927). Posteriormente, se confirmó su etiología viral. Fue transmitido mecánicamente de maíz a maíz y de caña de azúcar a maíz y se demostró la presencia de las partículas virales del SCMV por primera vez en células de maíz y de caña de azúcar (Herold y Weibel, 1963).

Características de los viriones y del genoma

Los viriones son filamentos flexibles, de 680 a 900 nm de largo y de 11 a 13 nm de ancho, con simetría helicoidal. La proteína de la cubierta (cápside) comprende una única especie de polipéptido de 35 kDa, que comprende aproximadamente el 95% del peso de la partícula. Los viriones contienen una molécula de ARN de cadena sencilla y de sentido positivo, de aproximadamente 9,7 kb, con una proteína viral unida covalentemente (VPg) y un tracto poli (A) en sus regiones no traducidas (UTR) 5' y 3', respectivamente. El ARN genómico codifica un único marco de lectura abierto grande (ORF) o poliproteína que se escinde proteolíticamente en 10-11 productos génicos individuales mediante tres proteasas codificadas por el virus. Estas proteínas funcionales son: P1-Pro (proteasa de proteína 1); HC-Pro (componente auxiliar de proteasa); P3 (proteína 3); PIPO (ORF de potyvirus bastante interesante); 6K1 (péptido 1 de 6 kDa); CI (inclusión citoplasmática); 6K2 (péptido 2 de 6 kDa); VPg (proteína viral unida covalentemente); NIa-Pro (proteasa A de inclusión nuclear); Nib (inclusión nuclear B); y CP (proteína de la cubierta). El SCMV induce cuerpos de inclusión característicos en forma de molinete, tubulares y laminares en el citoplasma de las células infectadas (Wylie *et al.*, 2017).

Razas

Actualmente, se reconocen ocho razas del SCMV, las cuales son: A, B, D, E, MB, SC, BC y SABI, aunque se cree que en el ámbito mundial el número de razas de este virus es mucho mayor (Teakle *et al.*, 1989; Perera *et al.*, 2012). En Venezuela, se han identificado las razas SCMV-A, SCMV-B, SCMV-D y SCMV-MB (Méndez *et al.*, 2005), y se ha determinado que SCMV-B es la de mayor incidencia, con el daño más severo en el cultivo (Ordosgoitti y Aponte, 1986; Madríz, 1992). Por otra parte, un estudio reveló la existencia de diferentes grados de susceptibilidad al SCMV-B en el banco de germoplasma y en los progenitores del programa de mejoramiento de caña de azúcar en Venezuela (Rea *et al.*, 1994).

Rango de hospedantes

La caña de azúcar, el maíz y el sorgo son los principales hospedantes cultivados del SCMV. Cereales cultivados como trigo (*Triticum aestivum*), cebada (*Hordeum vulgare*), arroz (*Oryza sativa*) y centeno (*Secale cereale*) raramente son infectados en forma natural por este potyvirus (Teakle *et al.*, 1989). Se conocen 194 especies de gramíneas (pertenecientes a 72 géneros) hospedantes de por lo menos una de las razas del virus (Garrido, 2001). En adición a la caña de azúcar, numerosas poáceas silvestres y cultivadas son hospedantes naturales del SCMV, incluyendo los géneros *Arundinaria*, *Brachiaria*, *Cynodon*, *Dactyloctenium*, *Digitaria*, *Echinochloa*, *Eleusine*, *Eragrostis*, *Erianthus*,

Panicum, *Paspalum*, *Pennisetum*, *Rottboellia*, *Setaria*, *Sorghum*, *Stenotaphrum* y *Zea* (Teakle *et al.*, 1989; Lapierre y Signoret, 2004; Garrido y Brito, 2011).

En Venezuela, el SCMV ha sido detectado infectando caña de azúcar, maíz, sorgo, grama San Agustín (*Stenotaphrum secundatum*), falso johnson (*S. verticilliflorum*) y paja peluda (*R. exaltata*). SCMV-A y SCMV-B han sido señaladas solamente en caña de azúcar, y SCMV-MB ha sido detectada infectando caña de azúcar, maíz y paja peluda (Méndez *et al.*, 2005). SCMV-D ha sido señalada en caña de azúcar (Garrido y Cuello, 2000), sorgo forrajero (Blanco y Garrido, 1996) y grama San Agustín (Garrido *et al.*, 1998).

La raza SCMV-H también ha sido detectada infectando caña de azúcar en el país, pero no ha sido señalada nuevamente en caña de azúcar desde su detección en 1977 (Ordosgoitti y González, 1977). Actualmente esta raza (SCMV-H) pertenece al virus del mosaico del sorgo (*Sorghum mosaic virus*, SrMV) (Teakle *et al.*, 1989).

Sintomatología

El SCMV causa una infección sistémica en la caña de azúcar y en otros hospedantes; toda la planta, incluidas las raíces, contiene virus. Sin embargo, los síntomas se observan en las hojas y en ocasiones en los tallos. Los síntomas pueden depender de la raza del virus, el cultivo hospedante, la etapa de crecimiento de la planta en el momento de la infección y de las condiciones ambientales, en particular la temperatura (Chinea *et al.*, 2000; Lapierre y Signoret, 2004).

El síntoma predominante en caña de azúcar es un mosaico generalizado en las hojas, que suele aparecer como tonos contrastantes de verde sobre un fondo de áreas cloróticas de un color verde más pálido a amarillo. Las áreas cloróticas son difusas, pero pueden estar claramente definidas en algunos clones infectados con ciertas cepas del virus. Las áreas cloróticas son más evidentes en la base de la hoja; estas áreas también pueden estar presentes en la vaina de la hoja, pero rara vez en el tallo. El mosaico puede variar en intensidad, pudiendo provocar enrojecimiento, necrosis y enanismo en los cultivares susceptibles, dependiendo de la raza del virus presente. Cuando la infección ocurre en cultivares susceptibles a temprana edad, toda la planta puede atrofiarse (Teakle *et al.*, 1989; Perera *et al.*, 2012).

Los síntomas inducidos por el SCMV en maíz se inician con un moteado suave, usualmente en las áreas intervenales de las hojas. Ese moteado pronto se vuelve más evidente formando estrías con márgenes irregulares; la reducción del tamaño de las plantas por lo general es poco marcada, pero en algunos casos pueden ser severamente achaparradas y producir mazorcas con pocos o ningún grano (Ordosgoitti y Malaguti, 1969).

En sorgo, los síntomas causados por el SCMV pueden ser muy variados, dependiendo fundamentalmente del genotipo del cultivar, de la raza del virus y del ambiente. Síntomas de mosaico, moteado, estrías cloróticas y rojizas, necrosis y enanismo de las plantas son característicos del SCMV en sorgo. La variabilidad sintomatológica producida por el SCMV en genotipos de sorgo ha sido usada para la diferenciación de sus razas y las de otros virus (Blanco y Garrido, 1996; Garrido, 2001).

Epidemiología

El SCMV puede propagarse a través de tres vías principales: 1) por áfidos vectores, 2) por semilla de caña infectada y 3) por inoculación mecánica. Solo los áfidos vectores y la semilla de caña

de azúcar infectada son relevantes bajo condiciones de campo, mientras que la transmisión mecánica solo es de interés en investigaciones efectuadas en invernaderos y laboratorios (Lapierre y Signoret, 2004; Perera *et al.*, 2012).

El SCMV se transmite naturalmente por áfidos vectores de manera no persistente. Algunas de las especies de áfidos implicadas en la propagación natural del SCMV son: *R. maidis*, *A. gossypii*, *M. persicae*, *H. setariae*, *Sipha flava*, *Melanaphis sacchari* y *S. graminum* (Figueredo *et al.*, 2004; Perera *et al.*, 2012). Los áfidos transmiten el SCMV de manera no persistente; es decir, el virus no se multiplica en el vector. El período de adquisición es breve, variando de unos pocos segundos a minutos, mientras que el proceso de retención en el vector puede durar algunas horas. Los áfidos (ninfas y adultos) transmiten el virus durante la alimentación y no se requiere un período de latencia en el vector para ser transmitido a nuevos hospedantes. Los áfidos no retienen el virus después de la muda (Perera *et al.*, 2012).

No se ha reportado transmisión del SCMV a través de la semilla sexual de caña de azúcar. Sin embargo, la transmisión mediante el material de propagación vegetativa (esquejes o trozos de tallo) es un método importante de propagación del virus. Las plantas de caña de azúcar maduras con síntomas leves, por descuido, pueden usarse como material de siembra y, por lo tanto, el virus puede distribuirse ampliamente. Los cultivares de caña de azúcar tolerantes al SCMV a veces pierden los síntomas de mosaico a medida que las plantas maduran, y de esta forma el virus puede transportarse de forma latente o incluso perderse por completo (Lapierre y Signoret, 2004; Perera *et al.*, 2012).

En el caso del maíz, la siembra se hace con semilla sexual, y como el SCMV no se transmite por esta vía, o lo hace en muy baja proporción, las plántulas emergen sanas. Y son los áfidos los que introducen el SCMV u otros potyvirus procedentes de cultivos de maíz, sorgo u otras poáceas silvestres infectadas. La caña de azúcar y el maíz son más susceptibles a la infección si se encuentran en una etapa temprana de crecimiento (CABI, 2021b).

La propagación del mosaico de la caña de azúcar es más rápida cuando en la plantación las poblaciones de vectores del SCMV son altas, hay variedades de caña de azúcar susceptibles y abundan las fuentes de inóculo, dentro o en los alrededores de la plantación (Perera *et al.*, 2012). La combinación de áfidos vectores y la siembra de esquejes de caña de azúcar infectados sistémicamente puede resultar en un rápido incremento en la incidencia de la enfermedad (Lapierre y Signoret, 2004).

Distribución nacional

El SCMV es probablemente el más cosmopolita de todos los virus que causan enfermedades en poáceas, pudiéndose presentar en cualquier lugar donde se encuentren especies susceptibles (Teakle *et al.*, 1989). En el país, este potyvirus ha sido detectado en los principales estados productores de caña de azúcar, entre ellos: Anzoátegui, Aragua, Barinas, Carabobo, Cojedes, Lara, Portuguesa, Sucre, Táchira, Trujillo, Yaracuy, y seguramente se encuentra en otros estados del país donde se cultiva caña de azúcar (Ordosgoitti y Aponte, 1986; Garrido y Cuello, 2000; Méndez *et al.*, 2005).

Manejo de la enfermedad

La forma más eficaz de controlar el mosaico de la caña de azúcar ha sido el uso de cultivares resistentes o tolerantes y la plantación de semilla de caña de azúcar sana. Estas han sido las medidas más utilizadas en los países productores de caña de azúcar, incluyendo a Venezuela, pero no siempre se dispone de suficientes cultivares resistentes para las distintas razas del SCMV (Rea *et al.*, 1994).

Otras medidas de control del SCMV son: aplicación de termoterapia al material de plantación puede dar como resultado algunas plantas libres del virus, especialmente cuando se combina con cultivo de tejidos. El control de malezas hospedantes del virus también es eficaz para reducir la presión de inóculo y la densidad de áfidos potencialmente virulíferos dentro del campo. El uso de insecticidas no ha resultado efectivo para evitar que los áfidos vectores propaguen el SCMV. Sin embargo, el desarrollo y la propagación de genotipos de caña de azúcar resistentes o tolerantes, desarrollados convencional o transgénicamente, es el enfoque más eficaz para el manejo del SCMV. No obstante, es importante que estos genotipos se utilicen en un programa de manejo integrado de plagas que también incorpore otros enfoques de manejo como el control de malezas, rotación de cultivo, entre otros, para evitar la ruptura de la resistencia (CABI, 2021b; Perera *et al.*, 2012).

Es muy importante realizar evaluaciones periódicas de las razas del SCMV en las diferentes zonas productoras de caña de azúcar para que todos los clones puedan probarse frente a las cepas prevalentes. Para ello, se requiere conocer la diversidad genética de los virus presentes, así como la reacción de los cultivares, ya que la ruptura de la resistencia generalmente ocurre cuando aparecen nuevas razas o virus (Perera *et al.*, 2012). En Venezuela, solo se ha hecho mejoramiento para resistencia al SCMV, pero actualmente se desconocen las razas que están afectando al cultivo y cuál es su prevalencia, lo cual no es favorable para el programa de mejoramiento para resistencia al mosaico de la caña de azúcar.

Diagnóstico

El diagnóstico de campo de plantas infectadas se hace inicialmente por la observación visual de los síntomas. Sin embargo, debe quedar claro que este criterio de diagnóstico tiene limitaciones, ya que existen otros virus (ej. virus del mosaico del sorgo) que pueden inducir en caña de azúcar síntomas similares a los causados por el SCMV. Con relación al diagnóstico de las razas del SCMV, tradicionalmente se ha realizado con huéspedes diferenciales, utilizando cultivares de caña de azúcar, sorgo, maíz y otras poáceas, los cuales se inoculan mecánicamente con savia extraída de plantas infectadas y se observa si las plantas inoculadas desarrollan síntomas característicos de las diferentes razas del virus. Esta técnica requiere mucho tiempo y trabajo, pero ha sido muy útil (Teakle *et al.*, 1989). En Venezuela ha sido la metodología empleada para la identificación de las razas del SCMV, unida a otros criterios básicos de identificación (Ordosgoitti y González, 1977; Garrido y Cuello, 2000; Méndez *et al.*, 2005). Protocolos de inmunoensayos (ELISA) o RT-PCR son muy sensibles y específicos, y permiten diferenciar el SCMV de otros potyvirus que infectan a la caña de azúcar, pero no permiten diferenciar razas dentro de cada virus. Las razas del SCMV también pueden ser identificadas a través de fragmentos de restricción de longitud polimórfica (RFLPs) basado en RT-PCR (Lapierre y Signoret, 2004; Perera *et al.*, 2012).

Arroz

En el ámbito mundial se han descrito unos 37 virus patógenos del arroz (*O. sativa*), de los cuales 20 de ellos lo infectan en condiciones naturales y 17 sólo lo han infectado bajo condiciones experimentales. Sin embargo, en América sólo dos enfermedades virales han sido identificadas infectando a este cereal: la hoja blanca y la necrosis rayada o “entorchamiento” (Lapierre y Signoret, 2004). En Venezuela, sólo está presente la hoja blanca del arroz, una enfermedad exclusiva de las Américas (Marys y Carballo, 2007). Se presenta en las zonas arroceras de Sur América, América Central y El Caribe, donde se han documentado epidemias de naturaleza cíclicas desde 1935 (Lapierre y Signoret, 2004).

En los últimos años, con la siembra de cultivares resistentes, la hoja blanca se ha mantenido con una baja incidencia (Marys y Carballo, 2007; Vivas *et al.*, 2009). Sin embargo, el potencial existe y pudieran presentarse pérdidas cuantiosas si se pierde la resistencia de los cultivares que se han venido sembrando. Actualmente, por la escasez de semilla certificada y con resistencia al virus, se está utilizando semilla artesanal y otras procedentes de otros continentes donde no existe el virus causante de la hoja blanca; esto puede ser muy peligroso para la producción de este cereal en Venezuela. La experiencia de grandes pérdidas económicas ocurridas en años anteriores en Venezuela y otros países latinoamericanos, son referencias suficientes para prestarle mucha atención a esta virosis que afecta un cultivo muy importante en la dieta de los venezolanos.

Virus de la hoja blanca del arroz

Etiología

El virus de la hoja blanca del arroz, *Rice hoja blanca virus* (RHBV) pertenece al género *Tenuivirus* de la familia *Phenuiviridae* del orden *Bunyvirales* (ICTV, 2021). Es el agente causal de la enfermedad viral más importante del arroz en América Latina. Fue reportado por primera vez en Venezuela en 1956 (Malaguti *et al.*, 1956).

Características de los viriones y del genoma

Las partículas virales son filamentosas, de 3-4 nm de diámetro y longitud variable. Algunas partículas adoptan una configuración ligeramente espiralada, mientras que otros viriones forman círculos o agregados disociados. Los viriones tienen un coeficiente de sedimentación de 63-97, dependiendo de la conformación de las partículas, y un punto isoeléctrico de aproximadamente pH 4,5. La relación A260/A280 es 1,4 y la densidad de flotación en cloruro de cesio es 1,288 g/ml (Morales y Jennings, 2010; Lapierre y Signoret, 2004).

El genoma (17,6 kb) está constituido por cuatro fragmentos de ARN de cadena simple. El ARN1 (9,8 kb) codifica la polimerasa viral. El ARN 2 (3,5 kb) codifica dos proteínas de manera ambisentido. El ARN 3 (2,3 kb) codifica para dos proteínas de manera ambisentido, incluyendo la proteína de la cápside (35 kDa). El ARN 4 (1,9 kb) tiene el mismo arreglo básico que los ARN 2 y 3, y codifica para una proteína no estructural (23 kDa). Los ARN 2, 3 y 4 son ambisentido. Las proteínas de la nucleocápside son de 34 a 35 kDa (Morales, 2010; Morales y Jennings, 2010).

Razas

No hay evidencias de la existencia de razas del RHBV en arroz. Las diferencias en la reacción varietal en diferentes países productores de arroz son una consecuencia de la incidencia variable del vector. El virus está serológicamente relacionado con las especies *Echinochloa hoja blanca virus* (EHBV) y *Urochloa hoja blanca virus* (UHBV), pero no con otros miembros del género *Tenuivirus*. El EHBV fue inicialmente considerado una cepa del RHBV porque coexiste con este virus en la mayoría de campos afectados, pero actualmente es considerado un tenuivirus distinto serológicamente relacionado. Ambos virus tienen como vectores saltahojas diferentes (Morales, 2010).

Rango de hospedantes

El rango de hospedantes del RHBV está limitado a especies de poáceas, específicamente a arroz (*O. sativa*), bajo condiciones naturales de infección. Experimentalmente ha sido transmitido a *Avena sativa*, *Digitaria horizontalis*, *Hordeum vulgare*, *Leptochloa filiformis*, *Triticum vulgare* y *Secale cereale*.

Echinochloa colona puede ser infectada por RHBV en forma ocasional bajo condiciones experimentales. *Saccharum officinarum*, *S. bicolor* y *Z. mays* no han podido ser infectados artificialmente usando como vector al saltahojas (Lapierre y Signoret, 2004).

Sintomatología

Los primeros síntomas de la enfermedad consisten en rayas cloróticas cortas, paralelas a la nervadura principal. Las hojas más viejas de las plantas pierden su color verde a medida que las franjas cloróticas se fusionan en bandas anchas de color blanco o amarillento. En plantas jóvenes el virus también puede causar necrosis, que comienza en la parte apical de las hojas y se extiende hacia la base de las plantas. El macollamiento de las plantas disminuye, el crecimiento es deficiente y, en ocasiones, la enfermedad provoca la muerte de la planta. Normalmente, durante la infección tardía, algunas macollas también se ven afectadas y las panículas quedan estériles y deformadas; no emergen completamente de la hoja envainadora, y las espiguillas son generalmente estériles y decoloradas. Cuando la infección ocurre después de la emergencia de la panícula, solamente se presenta una leve reducción en la calidad y rendimiento. Las raíces de las plantas presentan reducción en su crecimiento e incluso, a veces, necrosis de tejidos. Los síntomas de la hoja blanca dependen de la variedad y edad de la planta. La infección por el RHBV predispone a las plantas de arroz a la mancha marrón causada por *Bipolaris oryzae* (Malaguti *et al.*, 1956; Lapierre y Signoret, 2004; Cruz-Gallego *et al.*, 2018).

Epidemiología

Tagosodes orizicolus es el insecto vector del RHBV, conocido con el nombre común de sogata. Esta especie de saltahojas se distribuye en casi todas las áreas cultivadas de arroz, tropicales y subtropicales, de las Américas. *T. orizicolus* transmite el RHBV de manera persistente y lo puede adquirir al alimentarse de plantas infectadas o por vía transovárica. Cuando el virus es adquirido maternalmente puede transmitirse inmediatamente después de la eclosión de la ninfa. El período de incubación del virus es de 6 a 36 días en el insecto y de 7 a 9 días en plantas inoculadas a los 10 días de edad. El período de alimentación del vector para la adquisición del RHBV y poder transmitirlo (por al menos el 50% de los vectores potenciales) es de 15 min, con un óptimo de 1 h. El período de incubación es de 6 a 9 días para los individuos que adquieren el virus por vía transovárica, y de hasta 36 días para los individuos que adquieren el virus como ninfas o adultos. El RHBV no puede transmitirse mecánicamente ni a través de la semilla. El virus también causa enfermedad en el insecto vector, acortando su vida y disminuyendo su fecundidad (Morales, 2010; Cruz-Gallego *et al.*, 2018).

El insecto succiona los nutrientes del floema y excreta una sustancia azucarada (melaza) en las hojas, lo que estimula el crecimiento de hongos y reduce la capacidad fotosintética de la planta. En ausencia del RHBV, las altas poblaciones del insecto causan daños severos a los cultivos. Los adultos de sogata son relativamente sedentarios, pero se dispersan fácilmente con vientos fuertes o corrientes de agua. No todos los individuos de sogata son capaces de transmitir el virus. Sin embargo, incluso cuando la proporción de sogata capaz de transmitir es muy baja (1%), se producen graves daños cuando se siembran variedades susceptibles (Cruz-Gallego *et al.*, 2018). En Calabozo, estado Guárico, las mayores poblaciones de *T. orizicolus* coinciden con la época seca, cuando las temperaturas medias oscilan entre 28 y 29 °C, y las más bajas poblaciones cuando la temperatura fluctúa entre 26 y 27 °C, coincidiendo con la época de precipitación de la zona (Vivas *et al.*, 2009).

Se ha observado que las hembras no virulíferas ovipositan un mayor número de huevos que las hembras virulíferas. Esto sugiere que el RHBV tiene un efecto deletéreo sobre su vector. Como el

periodo de incubación del virus normalmente excede el ciclo de vida de los machos (14-24 días) y es similar al de las hembras (30-44 días), es frecuente que los insectos vectores que adquieren el virus por alimentación de plantas infectadas, no lo transmitan. Por ello, es muy importante la transmisión transovárica. Esta es la razón por lo que se estima que en el campo el porcentaje de insectos virulíferos activos solo es del 5 al 15% (Marín y Gutiérrez, 2016).

La enfermedad hoja blanca tiene una naturaleza cíclica, con la aparición de epidemias cada cierto tiempo, pudiendo causar pérdidas de hasta el 100%, como ha ocurrido en campos de arroz en Colombia, Venezuela, Cuba y Ecuador. Al parecer, este comportamiento se debe al efecto deletéreo del virus sobre su vector. Esto provoca la reducción de las poblaciones luego de cada epidemia, pues, como se indicó, los insectos virulíferos ovipositan una menor cantidad de huevos y presentan una longevidad reducida en comparación con los no virulíferos (Marín y Gutiérrez, 2016).

La hoja blanca es una enfermedad muy difícil de predecir. Las epidemias son intermitentes o cíclicas, probablemente, debido a la dinámica poblacional de su insecto vector y la interacción entre el virus y los vectores. Sin embargo, las condiciones que favorecen esta enfermedad son principalmente el uso de cultivares de arroz susceptibles y la presencia de poblaciones virulíferas. Debido al largo período de incubación del virus en *T. orizicolus*, los saltahojas que adquieren el RHBV al alimentarse de plantas infectadas rara vez viven lo suficiente para transmitir el virus. *T. orizicolus* infectado con RHBV tiene una vida útil más corta, baja fecundidad y menor viabilidad de las ninfas. La capacidad del saltahoja para apoyar la replicación del virus se hereda y la susceptibilidad al virus en las poblaciones silvestres puede reducirse después de un brote de la enfermedad (Trujillo, 1969; Morales y Jennings, 2010).

Distribución nacional

El RHBV se encuentra en las principales zonas arroceras del país: región de los llanos Centrales (estado Guárico) y en la región de los llanos Centro-Occidentales (estados Barinas, Cojedes y Portuguesa). No se descarta que el virus se encuentre en otras zonas del país. La mayor incidencia de la enfermedad se ha presentado en el estado Guárico, mientras que en los estados Barinas y Portuguesa ha sido mucho menor (Nass y Rodríguez, 1983; Marys y Carballo, 2007).

Manejo de la enfermedad

El uso de cultivares resistentes al RHBV es el medio más eficaz y económico de controlar la enfermedad hoja blanca del arroz. Sin embargo, su éxito ha sido limitado, debido principalmente a que la expresión fenotípica de la resistencia a la enfermedad es afectada por diversos factores, tales como edad de la planta, virulencia de los insectos vectores y condiciones ambientales, entre otros (Labrín *et al.*, 2009). Por lo general, para bajar las poblaciones de sogata utilizan insecticidas, pero los resultados no son efectivos para disminuir la incidencia de la enfermedad, pues, aunque la proporción de sogata capaz de transmitir el virus sea baja (1%), se producen graves daños en siembras de cultivares susceptibles. Además, el uso indiscriminado de plaguicidas ha generado resistencia en el insecto vector y altos costos económicos y ambientales (Morales y Jennings, 2010).

El manejo de la hoja blanca se ha fundamentado en la siembra de variedades resistentes a *T. orizicolus* o al RHBV. Afortunadamente, se han detectado como fuente de resistencia algunas variedades del tipo *Japonica*, que al realizar cruces con genotipos susceptibles *Indica* ha permitido obtener algunos híbridos (ej. CICA 7, CICA 9, Fedearroz 2000, Flar) que han sido utilizados con éxito en algunos países (Venezuela y Colombia) con situaciones endémicas de hoja blanca. Su

estabilidad en campo depende de las presiones poblacionales del vector y del virus. Y aunque se ha generado un gran número de cultivares con buenos niveles de resistencia, la enfermedad no se ha superado. Por lo tanto, es necesario mantener los esfuerzos multilaterales para renovar las fuentes de resistencia en las variedades comerciales y continuar con los seguimientos epidemiológicos, tanto del virus como de las poblaciones de su vector (Marín y Gutiérrez, 2016). Labrín *et al.* (2009) evaluaron un grupo de cultivares de arroz venezolanos frente al RHBV y encontraron que la mayoría de los cultivares son susceptibles o presentan resistencia intermedia, aun cuando la mayoría de los programas de mejoramiento genético nacionales contemplan la resistencia al RHBV como un criterio de selección importante.

Otra estrategia de manejo de la enfermedad puede ser el control biológico del vector. Sin embargo, esta medida no funciona eficazmente en entornos muy contaminados. Se necesita un esfuerzo concertado por parte de los agricultores en un área agrícola determinada para hacer un uso racional de los plaguicidas al mismo tiempo y para todos los cultivos presentes. Una vez que esto ocurra durante algún tiempo, los agentes de control biológico pueden tener la oportunidad de controlar plagas importantes como la sogata. Entre los agentes de biocontrol que actúan contra *T. orizicolus*, se encuentran los parasitoides siguientes: *Haplogonatopus* sp. (Hymenoptera), *Atrichopogum* spp. (Diptera) y *Elenchus* sp. (Strepsiptera); y depredadores: *Coleomegilla* sp. y *Cicloneda* sp. (Coccinellidae), *Zellus* sp. (Hemiptera) y varias especies de arañas. Entomopatógenos como *Beauveria bassiana* y *Metarrhizium anisopliae* (hongos), también se han utilizado para controlar la sogata, pero requieren condiciones de alta humedad y baja radiación (Morales y Jennings, 2010).

Diagnóstico

El síntoma característico de la enfermedad (hoja con mosaico o variegado con tendencia a la pérdida del color verde y alcanzar una coloración amarillenta o blanquecina) puede ayudar al diagnóstico en campo y determinación de la prevalencia, preferiblemente utilizando otro criterio de diagnóstico. El RHBV puede ser detectado mediante la inoculación mecánica de *Nicotiana benthamiana* con extractos de hojas de plantas infectadas con el virus. En esta especie el virus causa lesiones locales. Es una técnica sencilla y puede ser realizada en cualquier laboratorio. La técnica ELISA presenta una alta sensibilidad y precisión en la detección del RHBV, tanto en plantas infectadas como en insectos vectores. Es un método relativamente simple, rápido, requiere de poca cantidad de antisuero, su costo es moderado y permite manejar un gran número de muestras. Técnicas moleculares como hibridación de ácidos nucleicos y PCR también pueden ser utilizadas (Lapierre y Signoret, 2004).

Marys y Carballo (2007) desarrollaron una herramienta de diagnóstico para el RHBV del tipo DAS-ELISA, a partir de aislamientos provenientes de siembras de arroz establecidas en los estados Guárico y Portuguesa, Venezuela. Obtuvieron un antisuero policlonal altamente específico contra la proteína de la cápside, el cual permitió detectar el RHBV en extractos purificados y a partir de tejido vegetal infectado.

En el país, a pesar de las cuantiosas pérdidas económicas que se producen en las zonas productoras de arroz atribuibles a plagas y enfermedades, y en particular a las ocasionadas por el RHBV en los Llanos Centrales, no existen datos de incidencia de enfermedades virales ni sistemas de diagnóstico producidos en el país para los laboratorios de fitopatología o virología (Marys y Carballo, 2007).

CONCLUSIONES

Los virus descritos no solamente son importantes en Venezuela sino también en otros países, pues, están incluidos en la lista de virus fitopatógenos económicamente importantes en el ámbito mundial. Estos virus causan daños graves a cultivos alimenticios importantes en Venezuela y que sustentan a la mayor parte de la humanidad.

La mayor parte de la literatura nacional referible a los ítems solicitados para cada virus tratado es escasa y desactualizada, y en algunos casos inexistente.

Aspectos referibles a valores de incidencia, reacción de cultivares, detección de razas, efectos sobre el rendimiento, manejo integrado y aspectos epidemiológicos de los virus tratados están pobremente documentados en el país.

Es difícil planificar estrategias de manejo para mejorar el rendimiento de los cultivos, ya que no se dispone de datos actualizados de incidencia de las enfermedades tratadas y la diversidad genética de cada virus en las diferentes zonas agrícolas.

La carencia de laboratorios de virología vegetal dotados de equipos y reactivos queda reflejada en buena parte de las publicaciones nacionales revisadas.

Es necesario mantener una estricta vigilancia epidemiológica de los cultivos tratados, y realizar estudios de diagnóstico y distribución de las enfermedades ocasionadas por los virus revisados.

El cambio climático exige un monitoreo constante en plantaciones de banano, ya que el BSV se integra al genoma B de *Musa* (plátanos) y, esta forma integrada, por estrés ambiental (ej. temperatura), puede activarse y tornarse infectivo, pudiendo generar infecciones iniciales en ausencia del vector. En el caso del RHBV, sería deseable monitorear el vector porque el cambio de temperatura podría afectar su biología y el comportamiento, lo que podría influir en la incidencia de la enfermedad.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Alamo-Ibarra, R. 1927. El mosaico, matizado o rayas amarillas de la caña de azúcar. Ministerio de Fomento. Caracas, Venezuela. 55 p.
- Ayllón, M.A.; M. Cambra; C. Llave; E. Moriones. 2016. Enfermedades de plantas causadas por virus y viroides. Bubok Publishing S.L. Madrid, España. 1828 p.
- Bhat, A.I.; T. Hohn; R. Selvarajan. 2016. Badnaviruses: The Current Global Scenario. *Viruses* 8: 177; doi:10.3390/v8060177
- Blanco, R.A.; M.J. Garrido. 1996. Identificación de algunos virus que infectan al sorgo forrajero en Maracay. *Rev. Fac. Agron. (LUZ)* 13: 273-284.
- Brito, M.; M.J. Garrido; M. Cermeli. 2013. El virus de la marchitez manchada del tomate: amenaza potencial para el ají en Venezuela. En: Resúmenes XXIII Congreso Venezolano de Fitopatología. SVF. Caracas, Venezuela. Disponible en: <https://bit.ly/3eme9oj>. [Consultado: 02/06/2021].

- Brito, M.; M.J. Garrido; E. González; N. Sanabria; P. Rodulfo. 2015. Sintomatología en solanáceas asociada a *Tospovirus* en tres estados de Venezuela. En: Resúmenes XXIV Congreso Venezolano de Fitopatología. SVF-UNET. San Cristóbal, Venezuela. Disponible en: <https://bit.ly/3iyBLY3>. [Consultado: 24/05/2021].
- CABI (Centre for Agriculture and Biosciences International). 2021a. Maize dwarf mosaic virus (dwarf mosaic of maize). *In: Invasive Species Compendium*. CAB International. Wallingford, UK. Disponible en: <https://www.cabi.org/isc/datasheet/8157>. [Consultado: 19/05/2021].
- CABI (Centre for Agriculture and Biosciences International). 2021b. Sugarcane mosaic virus (sugarcane mosaic). *In: Invasive Species Compendium*. CAB International. Wallingford, UK. Disponible en: <https://www.cabi.org/isc/datasheet/49801>. [Consultado: 29/05/2021].
- China, M.; H. Nass; C. Daboín; M.D. Díez. 2000. Enfermedades y daños de la caña de azúcar en Latinoamérica. Imprecolor, C.A. Barquisimeto, Venezuela. 108 p.
- Cruz-Gallego, M.; C. Rebolledo; J. Cuasquer; D. Cruz; A.L. Peña-Fernández; C. Quintero; A. Silva-Córdoba; M.F. Álvarez; S. Jojoa-Cruz; M. Lorieux; J.J. Stuart; F. Correa. 2018. Identification of new sources of resistance to RHBV-rice hoja blanca virus. *Acta Agron.* 67: 368-374.
- Cuello de Uzcátegui, R.; M.J. Garrido. 1995. Detección de virus que afectan al maíz en dos localidades del Estado Portuguesa. *Fitopatol. Venez.* 8: 20.
- Figueredo, L.; L. Hernández; B. Linares. 2004. Relación epidemiológica entre áfidos (Homoptera: Afididae) y enfermedades virales en el cultivo caña de azúcar en los Valles de los ríos Turbio y Yaracuy, Venezuela. *Caña de Azúcar* 22: 5-19.
- Ford, R.E.; M. Tosic; D.D. Shukla. 1989. *Maize dwarf mosaic virus*. Descriptions of plant viruses Nº 341. AAB, Institute of Horticultural Research. Wellesbourne, Warwick, U.K. 5 p.
- Garrido, M.J. 2001. Virus que infectan al sorgo. *Revista UNELLEZ de Ciencia y Tecnología* 19: 30-53.
- Garrido, M.J. 2007. Contribución al conocimiento de los virus que infectan poáceas y musáceas en Venezuela. Trabajo de Ascenso. Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela. Maracay, Venezuela. 107 p.
- Garrido, M.J.; M. Brito. 2011. Malezas de los géneros *Sorghum* y *Rottboellia* como reservorios de virus que infectan sorgo y maíz en Venezuela. *Fitopatol. Venez.* 24: 92.
- Garrido, M.J.; M. Cermeli. 1994. Transmisión del virus del mosaico enanizante del maíz-raza venezolana por dos especies de áfidos. *Bol. Entomol. Venez. N. S.* 9: 123-124.
- Garrido, M.J.; R. Cuello de Uzcátegui. 2000. Primer reporte de la raza D del virus del mosaico de la caña de azúcar infectando caña de azúcar en Venezuela. *Fitopatología* 35: 59-65.
- Garrido, M.J.; I.C. Ferreira; R. Cuello de Uzcátegui. 1998. Identificación de la raza D del virus del mosaico de la caña de azúcar infectando grama San Agustín en Venezuela. *Interciencia* 23: 107-112.

- Garrido, M.J.; A. Ordosgoitti; B.E.L. Lockhart. 2004a. Presence of *Banana streak virus* OL in dessert bananas in Maracay, Venezuela. *J. Plant Pathol.* 86: 263-264.
- Garrido, M.J.; A. Ordosgoitti; B.E.L. Lockhart. 2004b. Presencia del virus baciliforme de la caña de azúcar en Venezuela. *Fitopatol. Venez.* 17: 38-42.
- Garrido, M.J.; A. Ordosgoitti; B.E.L. Lockhart. 2005. Identificación del virus del rayado del banano en Venezuela. *Interciencia* 30: 97-101.
- Garrido, M.J.; G.E. Trujillo. 1988. Identificación de una nueva raza del virus del mosaico enanizante del maíz (MDMV) en Venezuela. *Fitopatol. Venez.* 1: 73-81.
- Garrido, M.J.; G.E. Trujillo. 1989a. Algunos aspectos epidemiológicos preliminares del virus del mosaico enanizante del maíz raza venezolana. *Rev. Fac. Agron. (UCV)* 15: 120-128.
- Garrido, M.J.; G.E. Trujillo. 1989b. Algunos hospederos naturales del virus del mosaico enanizante del maíz-raza venezolana (MDMV-V). *Fitopatol. Venez.* 2: 45.
- Garrido, M.J.; G.E. Trujillo; R. Cuello de Uzcátegui. 1996. Identificación de la raza A del virus del mosaico enanizante del maíz infectando sorgo en Venezuela. *Interciencia* 21: 166-170.
- Garrido, M.J.; G.E. Trujillo; R. Cuello. 1994. Identificación de aislamientos virales procedentes de zonas productoras de sorgo. *Agronomía Trop.* 44: 263-278.
- Geering, A.D.W.; J.E. Thomas. 2002. *Banana streak virus*. Descriptions of plant viruses N° 390. AAB, Institute of Horticultural Research, Wellesbourne, Warwick, UK. 5p.
- Geraud-Pouey, F.; D.T. Chirinos; I. Galindo-Castro; M.A. Franco; M.A. Santana; A. Gillis; R. Romay. 2015. Occurrence of six begomoviruses infecting tomato fields in Venezuela and genetic characterization of potato yellow mosaic virus isolates. *J. Phytopathol.* 164: 697-703.
- Gupta, R.; S.Y. Kwon; S.T. Kim. 2018. An insight into the tomato spotted wilt virus (TSWV), tomato and thrips interaction. *Plant Biotechnol. Rep.* 12: 157-163.
- Herold, F.; F. Dao. 1961. La clorosis infecciosa: Una nueva enfermedad virosa del banano (*Musa* spp.) en Venezuela. *Agronomía Trop.* 11: 147-155.
- Herold, F.; J. Weibel. 1963. Electron microscopic demonstration of sugarcane mosaic virus particles in cells of *Saccharum officinarum* and *Zea mays*. *Phytopathology* 53: 469-471.
- ICTV (International Committee on Taxonomy of Viruses). 2021. ICTV Master Species List 2020. v1 (MSL36). Checklist dataset. Disponible en: <https://talk.ictvonline.org/files/master-species-lists/m/msl/12314>. [Consultado: 30/06/2021].
- Izaguirre-Mayoral, M.L.; O. Carballo; C. Alceste; M. Romano; H.A. Nass. 2002. Physiological performance of asymptomatic and yellow leaf syndrome-affected sugarcane in Venezuela. *J. Phytopathology* 150: 13-19.

- Kannan, M.; I. Ismail; H. Bunawan. 2018. Maize dwarf mosaic virus: From genome to disease management. *Viruses* 10: 492; doi:10.3390/v10090492.
- Kumar, P.L.; R. Selvarajan; M.L. Iskra-Caruana; M. Chabannes; R. Hanna. 2015. Biology, etiology, and control of virus diseases of banana and plantain. *In: Loebenstein, G; N.I. Katis (Eds.). Control of Plant Virus Diseases. Academic Press. San Diego, EUA. p. 229–269.*
- Labrín, N.; A. Ebert; I. Pérez-Almeida; C. Astorga; G. Rivas; I. Calvert. 2009. Evaluación de la resistencia de cultivares de arroz venezolanos ante el virus de la hoja blanca y su asociación con marcadores microsatélites. *Fitopatol. Venez.* 22: 13-18.
- Lapierre, H.; P.A. Signoret. 2004. *Viruses and virus diseases of Poaceae (Gramineae)*. INRA-Editions. Paris, Francia. 857 p.
- Lastra, R.; R. Cuello de Uzcátegui. 1980. El virus rayado fino del maíz en Venezuela. *Turrialba* 30: 405-408.
- López-Goñi, I. 2015. *Virus y pandemias*. Glyphos Publicaciones. Valladolid, España. 224 p.
- Madríz, J.L. 1992. Reacción de cultivares de caña de azúcar a los virus del mosaico enanizante del maíz-raza V y mosaico de la caña de azúcar-razas B y D. Trabajo de Grado. Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela. Maracay, Venezuela, 99 p.
- Malaguti, G. 1963. El enanismo rayado del maíz en Venezuela. *Agronomía Trop.* 12: 175-193.
- Malaguti, G.; H. Díaz; N. Angeles. 1956. La hoja blanca del arroz. *Agronomía Trop.* 6: 157-163.
- Marín, M.; P.A. Gutiérrez. 2016. *Principios de Virología Molecular de Plantas Tropicales*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica). Mosquera, Colombia. 308 p.
- Mariño, A.; M.J. Garrido; O. Borges; A. González. 2010. Identificación de una virosis que afecta al maíz en Villa de Cura, Estado Aragua, Venezuela. *Fitopatol. Venez.* 23: 22-27.
- Marys, E.; O. Carballo. 2007. Desarrollo de una herramienta de diagnóstico para el virus de la hoja blanca del arroz en Venezuela. *Interciencia* 32: 262-265.
- Marys, E.E.; A. Mejías; E. Rodríguez; D. Avilán; T. Hurtado; K. Zambrano; M.J. Garrido; A. Fernández; M. Brito. 2014. The first report of *Tomato spotted wilt virus* on *Gerbera* and *Chrysanthemum* in Venezuela. *Plant Dis.* 98: 1161.
- Méndez, M.; M.J. Garrido; A. Ordosgoitti. 2005. Ocurrencia del virus del mosaico de la caña de azúcar raza MB infectando caña de azúcar en Yaritagua, Venezuela. *Fitopatol. Venez.* 18: 30-36.
- Morales, F.; P. Jennings. 2010. Rice Hoja Blanca: A complex plant-virus-vector pathosystem. *CAB Reviews: Perspectives in Agriculture, Veterinary Science, Nutrition and Natural Resources* 5: 1-16. doi: 10.1079/PAVSNNR20105043
- Morales, F.J. 2010. Cereal Viruses: Rice. *In: Mahy, B.W.J.; M.H.V. van Regenmortel (Eds.). Desk Encyclopedia of Plant and Fungal Virology. Academic Press. San Diego, EUA. pp. 390-397.*
- Nass, H.; H.A. Rodríguez. 1983. Observaciones de la problemática fitopatológica del arroz en Portuguesa. *FONAIAP Divulga* 1: 29.

- Nava, A.; G. Trujillo; D. Chirinos; G. Rivero. 1998. Detección de virus en zonas productoras de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) en Venezuela. III. Estados centro occidentales (Lara, Portuguesa, Barinas y Cojedes). Rev. Fac. Agron. (LUZ) 15: 23-29.
- Nava, A.; G. Trujillo; D. Chirinos; G. Rivero. 1997. Detección de virus en zonas productoras de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en Venezuela. II. Estados andinos (Mérida, Táchira y Trujillo). Rev. Fac. Agron. (LUZ) 14: 611-624.
- Oliver, J.E.; A.E. Whitfield. 2016. The genus *Tospovirus*: Emerging bunyaviruses that threaten food security. Annu. Rev. Virol. 3: 101-124.
- Ordosgoitti, A.; A. Aponte. 1986. Identificación de la raza B del virus del mosaico y búsqueda de resistencia varietal. Informe Anual de Investigaciones en Caña de Azúcar 1985-1986. Caña de Azúcar 4: 27-29.
- Ordosgoitti, A.; A. Aponte. 1987. Enfermedades de la caña de azúcar detectadas en Venezuela. Fonaiap Divulga 5(25): 38-40.
- Ordosgoitti, A.; V. González. 1977. Identificación de las razas A y H del mosaico de la caña de azúcar en Venezuela. En: Resúmenes IX Jornadas Agronómicas. Maracay, Venezuela. pp. 224-225.
- Ordosgoitti, A.; G. Malaguti. 1969. El mosaico de la caña de azúcar en siembras comerciales de maíz y sorgo. Agronomía Trop. 19: 189-196.
- Ordosgoitti, A.; J. Viera. 1973. Una nueva enfermedad viral en maíz y sorgo en la zona central de Venezuela. Dinámica Empresarial 9: 12-13.
- Ordosgoitti, A.; M.J. Garrido; B.E.L. Lockhart. 2001. El virus del rayado del banano y su distribución en Venezuela. En: Resúmenes 41 Reunión Anual de la Sociedad Americana de Fitopatología-División del Caribe. Varadero, Cuba. pp. 91-92.
- Ordosgoitti, A.; M.J. Garrido; B.E.L. Lockhart. 2006. Detección del virus del mosaico suave de la caña de azúcar en Yaritagua, Venezuela. Fitopatol. Venez. 19: 44.
- Parrella, G.; P. Gognalons; K. Gebre-Selassie; C. Vovlas; G. Marchoux. 2003. An update of the host range of *Tomato spotted wilt virus*. J. Plant Pathol. 85: 227-264.
- Perera, M.F.; M.P. Filippone; A.S. Noguera; M.I. Cuenya; A.P. Castagnaro. 2012. An Overview of the Sugarcane Mosaic Disease in South America. Functional Plant Science and Biotechnology 6 (Special Issue 2): 98-107.
- Pérez-Colmenares, Y.; A. Mejías; E. Rodríguez-Román; D. Avilán; J.C. Gómez; E. Marys; J.E. Olachea; K. Zambrano. 2015. Identification of *Tomato spotted wilt virus* associated with fruit damage during a recent virus outbreak in pepper in Venezuela. Plant Dis. 99: 896.
- Pineda, J.B.; L. Alemán; F. Morillo. 1991. Evaluación de pérdidas ocasionadas por virosis en el cultivo del maíz en el Estado Portuguesa. Fonaiap Divulga 38: 28-29.
- Rangel, E.A.; M.J. Garrido; G.E. Trujillo. 1995. Identificación de dos aislamientos del virus del mosaico enanizante del maíz raza A y estudio de su rango de huéspedes. Fitopatol. Venez. 8: 2-6.

- Rangel, Y.; M.J. Garrido; E. Monteverde. 1996. Efecto del virus del mosaico enanizante del maíz raza venezolana sobre algunas características biométricas asociadas al rendimiento de tres cultivares de sorgo. *Fitopatol. Venez.* 9: 36-41.
- Rea, R.; V. González; A. Ordosgoitti. 1994. Reacción de genotipos de caña de azúcar (*Saccharum* sp. hibrid) a la raza B del virus del mosaico de la caña de azúcar. *Fitopatol. Venez.* 7: 18-21.
- Rodríguez, R.A.; M.J. Garrido; R. Figueroa; O. Borges; M. Brito. 2015. Reacción de cultivares comerciales de maíz (*Zea mays* L.) a la inoculación mecánica con tres potyvirus. *Bioagro* 27: 65-74.
- Rodríguez-Román, E.; A. Mejías; E.E. Marys. 2018. First detection of tomato spotted wilt virus in tomato in Venezuela. *J. Plant Pathol.* 100: 363.
- Rybicki, E.P. 2015. A Top Ten list for economically important plant viruses. *Arch. Virol.* 160: 17-20.
- Sherwood, J.L.; T.L. German; J.W. Moyer; D.E. Ullman. 2003. Tomato spotted wilt. *The Plant Health Instructor*. Updated, 2009. doi:10.1094/PHI-I-2003-0613-02.
- Shurtleff, M.C. 1980. *Compendium of corn diseases*. 2nd. ed. American Phytopathological Society. Minnesota, EUA. 105 p.
- Teakle, D.; D.D. Shukla; R. Ford. 1989. Sugarcane mosaic virus. *Descriptions of plant viruses* N° 342. AAB, Institute of Horticultural Research. Wellesbourne, Warwick, U.K. 5 p.
- Teycheney, P.Y.; A.D.W. Geering; I. Dasgupta; R. Hull; J.F. Kreuze; B. Lockhart; E. Muller; N. Olszewski; H. Pappu; M.M. Pooggin; K.R. Richert-Pöggeler; J.E. Schoelz; S. Seal; L. Stavolone; M. Umber; ICTV Report Consortium. 2020. ICTV Virus Taxonomy Profile: *Caulimoviridae*. *J. Gen. Virol.* 101: 1025–1026.
- Tripathi, J.N.; V.O. Ntui; M. Ron; S.K. Muiruri; A. Britt; L. Tripathi. 2019. CRISPR/Cas9 editing of endogenous banana streak virus in the B genome of *Musa* spp. overcomes a major challenge in banana breeding. *Communications Biology* 2: 46 <https://doi.org/10.1038/s42003-019-0288-7>
- Trujillo, G. 1969. Investigaciones sobre la virosis “Hoja blanca” del arroz en Venezuela. IVIC-FONAIAP. Caracas. 89 p. (Informe Técnico).
- Trujillo, G.E.; J.M. Acosta; A. Piñero. 1974. A new corn virus disease found in Venezuela. *Plant Dis. Repr.* 58: 122-126.
- Vivas, L.E.; D. Astudillo; J. Poleo. 2009. Monitoreo de *Tagosodes orizicolus* M. e incidencia del virus de la hoja blanca “VHB” en el cultivo de arroz en Calabozo, estado Guárico, Venezuela. *Agronomía Trop.* 59: 57-67.
- Wylie, S.J.; M. Adams; C. Chalam; J. Kreuze; J.J. López-Moya; K. Ohshima; S. Praveen; F. Rabenstein; D. Stenger; A. Wang; F.M. Zerbini; ICTV Report Consortium. 2017. ICTV Virus Taxonomy Profile: *Potyviridae*. *J. Gen. Virol.* 98: 352–354.

Mohos toxigénicos y micotoxinas en maíz y otros cultivos en Venezuela

Claudio B. Mazzani C.

Profesor Titular Jubilado. Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela, Apdo. 4579, Maracay 2101, Aragua, Venezuela.

RESUMEN

Desde su formación en la planta hasta que son procesados los granos están expuestos a la acción de factores abióticos y bióticos que determinan su calidad. Los mohos han recibido especial atención por sus implicaciones tanto en salud pública como animal y por los enormes perjuicios económicos que pueden ocasionar. Los que han recibido mayor atención son especies de los géneros *Aspergillus*, *Fusarium* y *Penicillium*. En regiones tropicales y subtropicales las especies y las micotoxinas más importantes son *Aspergillus flavus* y las aflatoxinas, *Fusarium verticilloides* y las fumonisinas, y *Aspergillus ochraceus* y las ocratoxinas. Dependiendo de la micotoxina, su concentración y el tiempo de exposición, sus efectos sobre animales y humanos son variables; pueden ser carcinogénicas, mutagénicas, teratogénicas, inmunosupresivas, neurotóxicas, hepatotóxicas y nefrotóxicas, entre otros. La magnitud de la colonización y el contenido de micotoxinas dependen de muchos factores que actúan durante el proceso productivo y en ese sentido la prevención se basa en minimizar el mayor número de estos. En Venezuela prevalecen condiciones altamente favorables para el crecimiento de los mohos y la síntesis de micotoxinas en granos de cereales y otros cultivos; sin embargo, la magnitud del problema y sus posibles implicaciones en salud pública y animal son hasta ahora desconocidos. Un considerable número de investigaciones, a lo largo de los últimos cuarenta años, demostraron su importancia en maíz, arroz, sorgo, maní, leguminosas de grano, café y almendras de cacao, entre otros cultivos. Destaca el hecho de que no se realiza la capacitación de los productores del campo (agricultores) para prevenir el problema desde el inicio de la cadena productiva.

Palabras clave: Aflatoxinas, *Aspergillus*, fumonisinas, *Fusarium*, ocratoxinas, *Penicillium*.

*Autor de correspondencia: Claudio Mazzani

E-mail: mazzanicb@gmail.com

Toxigenic molds and mycotoxins in maize and other crops in Venezuela

ABSTRACT

From their formation in the plant until they are processed, grains are exposed to the action of abiotic and biotic factors that determine their quality. Molds have received special attention because of their implications for public and animal health and because of the enormous economic damage they can cause. Those that have received most attention are species of the genera *Aspergillus*, *Fusarium* and *Penicillium*. In tropical and subtropical regions the most important species and mycotoxins are *Aspergillus flavus* and aflatoxins, *Fusarium verticilloides* and fumonisins, and *Aspergillus ochraceus* and ochratoxins. Depending on the mycotoxin, its concentration and exposure time, their effects on animals and humans are variable; they can be carcinogenic, mutagenic, teratogenic, immunosuppressive, neurotoxic, hepatotoxic and nephrotoxic, among others. The magnitude of colonization and the content of mycotoxins depend on many factors that act during the production process and in this sense, prevention is based on minimizing the greatest number of these factors. In Venezuela, highly favorable conditions prevail for the growth of molds and the synthesis of mycotoxins in cereal grains and other crops; however, the magnitude of the problem and its possible implications in public and animal health are so far unknown. A considerable amount of research over the last forty years has demonstrated its importance in maize, rice, sorghum, peanuts, grain legumes, coffee and cocoa beans, among other crops. It is important to highlight the fact that there is no training of farmers to prevent the problem from the beginning of the production chain.

Key words: Aflatoxins, *Aspergillus*, fumonisins, *Fusarium*, ochratoxins, *Penicillium*.

INTRODUCCIÓN

El maíz (*Zea mays* L.), seguido por el arroz (*Oryza sativa* L.), es el principal cereal producido en Venezuela y sus granos, enteros o principalmente procesados para producir harinas pre-cocidas, son consumidos a diario sobre todo por la población con menos ingresos. Hasta el año 2010 se cultivaba de manera significativa por lo menos en quince estados en los cuales se encontraban desde pequeñas explotaciones para el consumo familiar, hasta grandes extensiones con uso intensivo de maquinaria y una alta tecnología.

La calidad de los granos de maíz, como en arroz, café (*Coffea arabica* L.), cacao (*Theobroma cacao* L.), sorgo (*Sorghum bicolor* (L.) Moench), maní (*Arachis hypogaea* L.) y algodón (*Gossypium hirsutum* L.), entre otros, está condicionada por eventos que pueden ocurrir aun antes de que los mismos sean cosechados. Desde su formación hasta que son procesados para ser transformados en alimentos los granos están expuestos a la acción de factores abióticos y bióticos que determinan su calidad. Además de estar involucrados en la pérdida de la calidad, los mohos han recibido especial atención por sus implicaciones tanto en salud pública como animal y por los enormes perjuicios económicos que pueden ocasionar (Fortnum, 1986; Mazzani, 1996).

La consecuencia más importante de la colonización de los granos por mohos es su contaminación con micotoxinas. Estas son sustancias químicamente complejas y poco relacionadas entre sí, sintetizadas en el metabolismo secundario de ciertos mohos. Estas sustancias de bajo peso molecular son prácticamente insolubles en agua pero muy solubles en solventes orgánicos. Son muy resistentes a las altas temperatura usuales en la cocción de alimentos y durante el procesamiento industrial. La mayoría tiene propiedades fluorescentes bajo la luz ultra violeta lo cual ha sido de gran utilidad en el desarrollo de métodos cualitativos y cuantitativos de análisis. Las micotoxinas más importantes asociadas a granos de maíz producidos en regiones climáticas tropicales y sub-tropicales son las aflatoxinas y las fumonisinas.

La contaminación con micotoxinas, aun cuando merece especial atención, no es el único aspecto de importancia en relación con la infección de granos de maíz por mohos. Tanto las especies toxigénicas como las atoxigénicas producen cambios desfavorables en los granos sobre los cuales crecen. Como heterótrofos, durante su crecimiento, alteran el valor nutritivo disminuyendo el contenido de grasas, proteínas y carbohidratos. Decoloran o manchan total o parcialmente los granos. El enmohecimiento altera las características organolépticas comunicando a los granos sabores y olores atípicos. Además, ocasionan la muerte del embrión, aspecto de interés en procesos industriales donde la pre-germinación de los granos es fundamental.

La magnitud de la colonización y la síntesis de micotoxinas dependen de muchos factores que actúan durante el proceso productivo. Por un lado, la susceptibilidad del genotipo sembrado, la agresividad, capacidad toxigénica y la cantidad de inóculo del hongo, el padecimiento de la planta madre por déficit hídrico, los insectos plagas, las condiciones ambientales (humedad y temperatura) durante el cultivo, la época de cosecha y la humedad del grano durante la misma, condicionan la calidad micotoxicológica del producto cosechado. Por otro lado, el tiempo de transporte y del acondicionamiento, la humedad relativa, temperatura y aireación del almacén, el contenido de humedad de los granos almacenados, los daños mecánicos o por insectos y el tipo de almacén, condicionan la calidad final de la materia prima para la industria (Fortnum, 1986; McMillian, 1986; Widstrom, 1996; Mazzani, 1997).

Cuando las condiciones ambientales son favorables, los mohos que proliferan sobre los granos de maíz son una de las principales causas de su deterioro y de la pérdida de los mismos. Se calcula que entre 5 y 10 por ciento de los granos cosechados en el mundo se pierde por causa de los mohos, y que entre 30 y 40 por ciento resulta contaminado por una o más micotoxinas. El deterioro y la contaminación con micotoxinas son considerables en regiones tropicales húmedas de África, Centro y Sur América (da Cruz, 1996).

Particularmente en Venezuela, donde prevalecen condiciones altamente favorables para el crecimiento de los mohos y la síntesis de micotoxinas, no se dispone de estadísticas confiables sobre pérdidas durante la cadena de producción del maíz, ni en otros cultivos. De forma aproximada, se ha estimado que un 25 por ciento del maíz, del sorgo y del arroz producidos resulta altamente deteriorado por distintas causas entre las que se destaca la contaminación por hongos. Sin embargo, la magnitud de la contaminación por mohos y micotoxinas en granos de maíz, así como sus posibles implicaciones en salud pública y animal son hasta ahora desconocidos en Venezuela, a pesar de que un considerable número de investigaciones, realizadas a lo largo de los últimos cuarenta años, demostraron la importancia del problema (Mazzani, 1983; Capobianco y Mazzani, 1985; McMillian *et al.*, 1991; Mazzani, 1994, 1996).

Principales especies de mohos toxigénicos y micotoxinas en maíz y otros cultivos

Los mohos que atacan los granos pueden ser patógenos primarios de la planta, débiles parásitos o saprófitos. Los mohos que han recibido mayor atención son especies de los géneros *Aspergillus*, *Fusarium* y *Penicillium*. En algunas especies toxigénicas como *Aspergillus flavus*, considerado durante mucho tiempo sólo como saprófito durante el almacenamiento, ha sido demostrado que altos niveles de infección y contaminación con aflatoxinas pueden ocurrir en el campo durante el desarrollo de los granos. En otros hongos patógenos primarios del maíz y del sorgo como *Fusarium verticilloides* (syn. *Fusarium moniliforme*) ha sido comprobado que, en muchos casos, la infección de los granos es tanto sistémica, como a través de la mazorca y en ambos casos la contaminación con fumonisinas puede ocurrir desde el campo y continuar durante el almacenamiento. *Penicillium citrinum*, *P. verrucosum* y *P. viridicatum* se asocian con la producción de importantes micotoxinas como citrinina y ocratoxina. En todos los casos, ha sido demostrado que el inóculo y considerables niveles de infección provienen del campo. Ciertamente los denominados hongos de almacenamiento inician su actividad en el campo y algunos hongos llamados de campo persisten durante el almacenamiento (Diener *et al.*, 1987; McGee, 1988; Singh *et al.*, 1991; Scussel, 1998; Olalekan, 2019).

Clasificación taxonómica de mohos toxigénicos

Dentro del **Reino Fungi**, como se mencionó en el párrafo anterior, las especies de mohos toxigénicos más comunes e importantes son referibles a los géneros *Aspergillus*, *Fusarium* y *Penicillium*. Las formas sexuales o perfectas (teleomorfos) de tales especies se ubican dentro del **Phylum Ascomycota**.

Los teleomorfos de los géneros *Aspergillus* y *Penicillium* se clasifican dentro de la **Clase Eurotiomycetes**, **Orden Eurotiales** y **Familia Trichocomaceae**. Sin embargo, las formas teleomórficas de muchas especies referibles a estos géneros son raras o sencillamente desconocidas. Es por eso que la identificación de especies dentro de estos géneros se realiza, comúnmente, sobre la base de las estructuras reproductivas asexuales (anamorfos). Su clasificación basada en tales características los ubica dentro de la **Clase Deuteromycetes**, **Orden Moniliales** y **Familia Moniliaceae**.

Los teleomorfos del género *Fusarium* se clasifican dentro de la **Clase Sordariomycetes**, **Orden Hypocreales** y **Familia Nectriaceae**. Las formas teleomórficas de algunas especies referibles a este género son difíciles de encontrar y la identificación de especies se realiza, comúnmente, sobre la base de las estructuras reproductivas asexuales (anamorfos). Su clasificación basada en tales características los ubica dentro de la **Clase Deuteromycetes**, **Orden Moniliales** y **Familia Tuberculariaceae**.

Aspergillus flavus Link ex Fries y otras especies productoras de aflatoxinas

Aspergillus flavus y las aflatoxinas, encontradas en 1960 contaminando torta de maní en el Reino Unido y en 1963 en torta de algodón en EUA., en pocos años tenían amplia distribución en productos agrícolas, de los cuales los más susceptibles eran maní, maíz, algodón, sorgo y arroz. Son sintetizadas por *A. flavus*, *Aspergillus parasiticus* y *Aspergillus nomius*, y más recientemente se asociaron a otras especies estrechamente relacionadas con *A. tamarii*, entre otras.

Las aflatoxinas más importantes son AFB₁, AFB₂, AFG₁ y AFG₂, cuya denominación depende del color de la fluorescencia bajo luz ultra violeta (Blue/B; Green/G). La más tóxica y más frecuente

es la AFB₁ cuyo metabolito en la leche es la aflatoxina M. La capacidad aflatoxigénica y los tipos de aflatoxinas producidas varían entre aislamientos de *A. flavus*, encontrándose en la naturaleza desde cepas atoxigénicas hasta cepas altamente productoras (Mazzani, 1996; Scussel, 1998; Gil-Serna *et al.*, 2018).

Sintomatología y epidemiología

A. flavus y especies relacionadas con la síntesis de aflatoxinas en maíz, maní, arroz, algodón, copra, sorgo y otros cultivos son generalmente asintomáticas en plantas infectadas, salvo algunas excepciones como es, por ejemplo, la presencia de colonias del hongo de color verde en mazorcas de maíz en áreas dañadas por aves, insectos o roedores. En infecciones tempranas, que resultan en una larga permanencia de los mohos en los granos, los mismos resultan severamente manchados, tal como ocurre con otros patógenos que infectan inflorescencias y frutos (McGee, 1988).

Investigaciones en maíz, iniciadas en la década de los años setenta, demostraron consistentemente que puede ocurrir una masiva infección de los granos y la consecuente contaminación con aflatoxinas antes de la cosecha (Kang *et al.*, 1990; Gorman *et al.*, 1992). Esos trabajos, realizados especialmente en maíz, maní y algodón, aclararon la epidemiología de la infección por *A. flavus*, la consecuente síntesis de toxinas y los factores envueltos en la misma. Los resultados demostraron que, además de una alta actividad saprofítica de *A. flavus* en suelo, en restos de cosecha, en el cuerpo de insectos muertos y en los granos durante el almacenamiento, su comportamiento en el campo es el de un parásito débil con una epidemiología y una patogénesis bien caracterizadas, con una definición precisa del inóculo primario, del inóculo secundario, de sus mecanismos de dispersión y del proceso de infección (Wicklow and Wilson, 1986; Diener *et al.*, 1987; McGee, 1988; Gorman *et al.*, 1992; Widstrom, 1996; Mazzani, 1997).

Las fuentes potenciales de inóculo primario de *A. flavus* en el campo son conidios en el suelo, micelio que sobrevive de una estación a otra en restos de plantas, en desechos en el suelo y en insectos, así como esclerocios en el suelo y en el cuerpo de insectos muertos. Numerosas especies plagas del maíz, algodón y maní, son importantes fuentes de inóculo primario de *A. flavus*. Los conidios son llevados y se perpetúan en el cuerpo de los insectos y han sido aislado del tejido intestinal, de otros tejidos internos y de la superficie de muchos de ellos. También se ha comprobado que el hongo es patogénico a muchos insectos y forma esclerocios y esporula abundantemente sobre el cuerpo de insectos muertos (Wicklow y Horn, 1984; Wicklow, 1991).

A. flavus produce grandes cantidades de conidios sobre el inóculo primario los cuales son fácilmente llevados por el aire y otros medios de dispersión. Estos conidios son depositados sobre diferentes órganos de la planta donde se producen sucesivas generaciones esporogénicas (Diener *et al.*, 1984; Payne, 1986). También los insectos contaminados (Lepidóptera) son una importante fuente de inóculo secundario. Otros insectos (Coleóptera: Nitidulidae) llevan interna y externamente conidios de *A. flavus* que adquieren al ser atraídos por el olor del hongo, a la vez que tienen predilección por desechos orgánicos en el suelo y por mazorcas con daño primario por lepidópteros. Se han encontrado conidios viables del moho en las heces de estos insectos. Todo ello los hace sumamente activos en la diseminación del hongo (Dowd, 1991). En Venezuela, se identificó por primera vez *Epitragus* sp. (Coleoptera: Tenebrionidae) en asociación con *A. flavus* durante la cosecha de maíz bajo riego en el estado Portuguesa (Mazzani *et al.*, 2004).

En maíz, la infección ocurre cuando el aire y los insectos diseminan el inóculo hacia los estigmas, a través de los cuales el hongo penetra a la mazorca en desarrollo. Las porciones dañadas por aves e insectos son rápidamente colonizadas. La velocidad de colonización de otras áreas de la mazorca está determinada por factores ambientales, culturales y genéticos. La infección sistémica desde semillas inoculadas ha sido demostrada en el laboratorio, aunque no parece ser un mecanismo de infección eficaz en la naturaleza (Kelly, 1986; McMillian *et al.*, 1991; Wallin *et al.*, 1991).

Impacto de las aflatoxinas en salud pública y animal

Dependiendo de su concentración en los alimentos, causan en animales y humanos efectos crónicos con síntomas y alteraciones patológicas como son disminución de la función hepática, hígado graso, hepatomas y reducción de las proteínas plasmáticas, lo cual influye en la producción de inmunoglobulinas y en el aumento de la fragilidad capilar que resulta en hemorragias generalizadas.

Niveles bajos de la toxina en los alimentos causan efectos sub-agudos asintomáticos que afectan la salud del animal. Una baja eficiencia alimentaria, producto de la interferencia de importantes sistemas enzimáticos que afectan la digestión de aminoácidos, proteínas y lípidos, se traduce en una importante reducción de la ganancia de peso y en la producción. Además, una prolongada baja exposición causa importantes efectos inmunosupresivos caracterizados por la aparición inesperada de enfermedades infecciosas y parasitarias, y porque los animales no responden a la vacunación.

En intoxicaciones agudas, derivadas de la ingesta de dosis elevadas de estas toxinas, ocurre la muerte de los animales. Aductos de AFB₁ han sido hallados en distintos tejidos durante la necropsia de humanos fallecidos a causa de cáncer. La tolerancia máxima permitida en alimentos para el consumo humano o animal es de 20 ppb (ng/g) y 0,5 ppb de AFM₁ en leche. (da Cruz, 1996, 1997; Widstrom, 1996; Scussel, 1998).

***Aspergillus flavus* y aflatoxinas en Venezuela**

En Venezuela, los resultados de numerosos trabajos de investigación han sido consistentes durante las últimas tres o cuatro décadas. Un muy elevado número de las muestras analizadas, colectadas en almacenes de diferentes tipos, en camiones, así como en el campo, resultaron infectadas con *A. flavus* y con altos niveles de estas toxinas. Tanto en maíz almacenado y en el campo, sea de parcelas experimentales o semi-comerciales, así como en muestras de explotaciones comerciales en importantes zonas productoras de maíz en los estados Guárico, Portuguesa y Yaracuy, se demostró que ese moho y sus toxinas representan un problema de primer orden (Mazzani *et al.*, 1999). Así mismo, se encontró elevada frecuencia e incidencia de *A. flavus* y de otros mohos en otros granos como arroz, maní, leguminosas de grano (*Phaseolus vulgaris* L.; *Vicia sativa* L.), café y almendras de cacao, entre otros (Mazzani, 1983; Capobianco y Mazzani, 1985; Narsice *et al.*, 2013; Chavarri *et al.*, 2017; Escalona *et al.*, 2017).

***Fusarium verticilloides* (Sacc.) Nirenberg y otras especies productoras de Fumonisin**

Descubiertas entre 1988 y 1990 en granos de maíz y de otros cereales como el sorgo y el arroz, las fumonisin se encuentran entre las micotoxinas más estudiadas a escala mundial, razón por la cual los conocimientos al respecto han surgido de manera acelerada. Son sintetizadas principalmente por *Fusarium verticilloides* (syn. *F. moniliforme*) en regiones tropicales y subtropicales, y por *F. proliferatum* en regiones subtropicales y templadas. Algunos autores consideran que se trata de una misma especie.

De las distintas fumonisinas identificadas las más importantes son FB₁, FB₂ y FB₃. La síntesis de fumonisinas también ha sido demostrada en otras especies referibles al género *Aspergillus* de la sección *nigri* (Bacon y Nelson, 1994; Mazzani *et al.*, 2000; Mazzani *et al.*, 2001; Ochoa *et al.*, 2015).

Sintomatología y epidemiología

Fusarium verticillioides, patógeno primario de la planta de maíz, es el agente causante de la enfermedad conocida con el nombre de Pudrición del Tallo y de la Mazorca del Maíz; su sintomatología y epidemiología son más conocidas que en *A. flavus* en todos los aspectos. Su sintomatología en el campo se reconoce por lesiones desde marrón claro hasta negras cercanas a los nudos y el micelio color rosado salmón aparece en la médula. El tallo se quiebra y se dobla. En su interior y a veces externamente se observan en la mazorca áreas enmohecidas de color rosado salmón que coinciden con granos que presentan estrías blancas o pudrición del mismo color rosado.

El hongo tiene una gran actividad saprofítica sobre restos de cosecha y sobre la superficie del suelo desde donde, bajo condiciones ambientales favorables, infecta el tallo del maíz directamente o a través de heridas mecánicas o causadas por insectos. La infección sistémica de los granos ha sido comprobada, aunque no parece ser la vía más importante. La penetración de la mazorca a través de los estigmas, donde los conidios del hongo llegan por el aire o sobre el cuerpo de algunos insectos, parece ser el mecanismo más común (McGee, 1988). Niveles de infección hasta del 100% son comunes en maíz y el patógeno es recuperado desde granos asintomáticos. El crecimiento del hongo en los granos es generalmente acompañado por la síntesis de fumonisinas (Munkvold y Desjardins, 1997; Mazzani *et al.*, 1999; Mazzani *et al.*, 2000; Mazzani *et al.*, 2001; Luzón *et al.*, 2003, 2007).

Impacto de las fumonisinas en salud pública y animal

Las fumonisinas han sido asociadas con distintos desórdenes en mamíferos incluyendo a los humanos. La primera patología relacionada con su ingesta fue la leucoencefalomalasia en equinos (ELEM), una terrible enfermedad de orden neurológico que afecta caballos y asnos que conlleva a la muerte de los animales. Otra enfermedad característica es el edema pulmonar en porcinos (PPE) (da Cruz, 1996, 1997).

Estudios epidemiológicos, llevados a cabo en regiones de África del sur y China, con alta incidencia de cáncer esofágico en humanos, han demostrado su relación con el consumo frecuente de maíz altamente colonizado por *F. verticilloides* y contaminado con fumonisinas. En aves, no se conocen hasta ahora efectos patológicos específicos, aunque su capacidad inmunosupresora, carcinogénica y mutagénica ha sido comprobada en distintos animales domésticos. Se ha determinado que su modo de acción radica en la interferencia del metabolismo de los esfingolípidos (Norred y Voss, 1994; Munkvold y Desjardins, 1997; da Cruz, 1996, 1997).

La tolerancia máxima permitida en alimentos para humanos que contienen maíz, en algunos países, es de 1 ppm (mg/g), en alimentos para equinos es de 5 ppm y en alimentos para cerdos es de 10 ppm (Scussel, 1998).

F. verticillioides y fumonisinas en Venezuela

En Venezuela, muestras analizadas en numerosos trabajos de investigación resultaron

infectadas con *F. verticillioides* y con altos niveles de estas toxinas en maíz en el campo, en parcelas experimentales o semi-comerciales, así como en muestras de explotaciones comerciales y almacenes en importantes zonas productoras de maíz (estados Guárico, Portuguesa y Yaracuy). No existen en Venezuela regulaciones relativas a las fumonisinas en maíz, derivados del maíz u otros cereales (Mazzani *et al.*, 1999, 2000, 2001, 2008; Chavarri *et al.*, 2017).

***Aspergillus ochraceus* Wilhelm y otras especies productoras de ocratoxinas**

Aspergillus ochraceus, *Penicillium verrucosum* Dierckx y *P. viridicatum* Westling son las principales especies productoras de Ocratoxina A (OTA). En el año 2000 se describe por primera vez la producción de OTA por *Aspergillus niger* var. *niger* van Tieghem. A partir de entonces son numerosos los trabajos que describen la producción de OTA por otras especies de *Aspergillus* de la sección *nigri* como *Aspergillus carbonarius* (Bainier) Thom común en viñedos, en adición a *Penicillium purpurogenum* (Blumenthal, 2004; Ravelo *et al.*, 2011; Olalekan, 2019). En líneas generales, especies productoras de OTA referibles al género *Aspergillus* son comunes en regiones tropicales y sub-tropicales, mientras que especies referibles al género *Penicillium* lo son en regiones de clima templado (Martínez, 2006).

Sintomatología y epidemiología

A. ochraceus y especies relacionadas con la síntesis de ocratoxinas en maíz, cebada, trigo, avena, café en granos y otros cultivos, son generalmente asintomáticas en plantas infectadas, salvo por la presencia de colonias del hongo. Estas colonias, de colores particulares para cada especie, aparecen bajo condiciones ambientales favorables para su crecimiento y esporulación. En infecciones tempranas, que resultan en una larga permanencia de los mohos en los granos, los mismos resultan severamente manchados tal como sucede con otros patógenos que infectan inflorescencias y granos. Como ocurre con *A. flavus*, la infección y colonización de los granos mencionados, se asocia con manejo agronómico, de cosecha y post-cosecha deficientes bajo condiciones ambientales favorables a estos mohos que son altamente ubicuos en la naturaleza.

Impacto de las ocratoxinas en salud pública y animal

La ocratoxina A ha recibido especial atención por ser nefrotóxica y clasificada como carcinógeno tipo 2 según el Centro Internacional de Investigaciones contra el Cáncer (IARC), inmunosupresiva, neurotóxica y teratóxica, cuya producción se asocia principalmente con *A. ochraceus* (Pohland, 1993). Es el agente causante de la Nefropatía Humana en los países balcánicos, caracterizada por causar severos daños a los riñones y la muerte (Martínez, 2005). También son responsables de severos cuadros de nefropatía en aves y cerdos (da Cruz, 1996, 1997; da Rocha, 1997; Taniwaki *et al.*, 2003).

Algunos aislamientos de *A. niger* var. *niger* suponen un riesgo a la salud humana y animal como productores de esta toxina, a pesar que esta especie posee el status GRAS (generally recognized as safe) de la FDA (Abarca *et al.*, 2000). Desde hace muchos años, aislados de *A. niger* han sido utilizados en la agroindustria en fermentaciones y para la obtención de una considerable cantidad de ácidos orgánicos, enzimas, glicerol, proteína unicelular, grasas y aceites, butanol, acetona, polisacáridos extracelulares y vitaminas, entre otros (Sánchez *et al.*, 2005; Mujica, 2006; Bertsch *et al.*, 2010; Domínguez *et al.*, 2011). La tolerancia máxima permitida en alimentos para el consumo humano en algunos países es de 5 µg/kg.

***A. ochraceus*, *A. niger* var. *niger* y ocratoxinas en Venezuela**

En Venezuela, una investigación realizada para detectar la presencia de OTA en café, demostró que 40 de 47 muestras de café verde analizadas presentaron desde 1 hasta 88 $\mu\text{g}/\text{kg}$ de OTA (Martínez, 2005, 2006). Así mismo, se evaluó la producción *in vitro* de OTA por trece aislados de *A. niger* de diferentes sustratos vegetales, industriales y del suelo. Todos los aislados produjeron OTA *in vitro* en concentraciones desde 0,5 hasta 12,5 $\mu\text{g}/\text{kg}$ (Mazzani *et al.*, 2010).

Riesgos de otros mohos y otras micotoxinas en Venezuela

Venezuela ha sido por tradición un país importador de granos de cereales y de otros cultivos, principalmente aquellos que, como el trigo, la cebada y la avena, no se cultivan en el país. Sin embargo, también son importados grandes volúmenes de granos que, como el maíz, si son producidos en el país, pero su producción es deficitaria. Tal situación abre la posibilidad de que otras micotoxinas, en adición a las mencionadas en párrafos anteriores, estén presentes en materias primas a ser procesadas por la agroindustria.

***Fusarium* spp., *Myrothecium* spp., *Stachybotrys* spp. y tricotecenos**

Este grupo de los tricotecenos son sintetizados en la naturaleza por un considerable número de especies referibles al género *Fusarium*. También son producidos por especies de los géneros *Myrothecium* y *Stachybotrys*. Del gran número de tricotecenos identificados en la naturaleza, los más importantes y más estudiados son el deoxinivalenol (DON) o vomitoxina, la toxina T_2 y el deacetoxiscirpenol (DAS). Se señalan a *Fusarium tricinctum* (syn. *F. poae*, *F. culmorum*, *F. sporotrichoides*), *F. graminearum*, *F. nivale*, *Stachybotrys atra* y *S. alternan*, entre las especies más importantes (da Cruz, 1996, 1997; Mazzani, 1996).

Impacto de los tricotecenos en salud pública y animal

En forma general, los tricotecenos ocasionan hemorragias a nivel de la boca, estómago, intestino delgado y recto de los animales. Otra sintomatología la conforman el regurgito de alimentos con vómito y diarrea, aborto en algunas especies y, frecuentemente, la muerte. Las intoxicaciones más severas por tricotecenos sintetizados por *Stachybotrys*, tanto en la paja de la cama como en los alimentos, ocurren en caballos a los cuales ocasionan inflamaciones al tracto digestivo y alteraciones de células sanguíneas, conduciéndolos a la muerte por paro respiratorio (da Cruz, 1996).

En humanos, el consumo de alimentos contaminados con tricotecenos se relaciona con la enfermedad conocida como Aleukia Tóxica Alimentaria (ATA), también denominada Leucopenia Tóxica Alimentaria, caracterizada por la disminución severa del número de glóbulos blancos, hemorragias en el tracto digestivo y la muerte.

Sistemas multitoxinas en Venezuela

Generalmente, en Venezuela como en otras regiones tropicales, nos enfrentamos a sistemas multitoxinas donde el efecto de cada una en particular es difícil de identificar y separar, aunque a la fecha poco se conoce sobre la magnitud de esta situación en el país. La co-ocurrencia de aflatoxinas y fumonisinas en maíz es frecuente por lo que, como en otras asociaciones de las aflatoxinas con

otras micotoxinas, el efecto de cada una sobre los seres vivos se potencia y las consecuencias son más notables que las generadas por la ingesta de cantidades mayores de cada micotoxina en forma aislada (da Cruz, 1996; Tri Nguyen *et al.*, 2007).

Prevención y control de mohos toxigénicos y micotoxinas en maíz y otros cultivos

La prevención de la contaminación con mohos toxigénicos y de las micotoxinas en granos de cereales y en otros cultivos, es una actividad compleja y multidisciplinaria que involucra a todas las etapas de la cadena productiva.

El control integral del problema está dirigido a identificar los factores que favorecen el crecimiento de los mohos y minimizar el número y la magnitud de los mismos durante el proceso productivo. De ese modo, solamente a través de un plan integrado de aseguramiento de la calidad será posible minimizar el problema. Con el objeto de cosechar granos inocuos desde un punto de vista micotoxicológico y mantener la inocuidad de los cereales como el maíz, así como en otros cultivos, se hace necesario identificar los puntos críticos donde la infección y colonización de los granos puede ocurrir, así como la consecuente contaminación con micotoxinas. Desde que se demostró que importantes niveles de infección y elevados contenidos de micotoxinas provienen desde el campo, la definición de puntos críticos y la aplicación de buenas prácticas desde la siembra hasta el procesamiento de los granos en la agroindustria es, sin duda, la vía más lógica y económica para su prevención y control (Mazzani, 1997; Mahukua, 2019). Para ello, se debe explorar las siguientes áreas de investigación y poner en práctica las medidas que se describen a continuación.

Genotipo del cultivo

La selección del material de siembra para un área específica es determinante para predecir la calidad de los granos que serán cosechados y con ésta la suerte del productor al momento de comercializar la cosecha. Se impone la necesidad de exigir la evaluación rutinaria sobre la susceptibilidad a esos mohos y a sus micotoxinas de los genotipos foráneos de los cereales y de otros cultivos que se introducen año tras año, antes de que los mismos sean liberados para ser utilizados por los agricultores. Esos cultivares, que son probados en los ensayos regionales que desarrolla o supervisa el sector oficial en cuanto a comportamiento agronómico, rendimiento y susceptibilidad a plagas y algunas enfermedades, deben ser además evaluados por incidencia de mohos y acumulación de micotoxinas. Además, resulta prioritario unir esfuerzos (entes oficiales-productores-agroindustria) para que se incluya en todos los programas de mejoramiento de los cereales y otros cultivos en aquellos países donde las micotoxinas son un problema recurrente de primer orden, actividades tendentes a incorporar resistencia a mohos y/o sus micotoxinas, fundamentalmente a *A. flavus* y las aflatoxinas, y *F. verticillioides* y las fumonisinas.

En ese sentido, la resistencia a la infección por mohos, a la síntesis de micotoxinas o ambas, aparece como una estrategia primordial para prevenir su acumulación en cereales y en otros cultivos como el maní. Al respecto, importantes avances se lograron en maíz (Bacon y Nelson, 1994; Mazzani *et al.*, 1999; Mazzani *et al.*, 2000; Mazzani *et al.*, 2001) y en maní (Mazzani y Layrisse, 1990, 1992, 1994). Desde que se concluyó que la resistencia a la infección y a la contaminación con micotoxinas es controlada genéticamente, se identificaron importantes fuentes de resistencia como resultado de trabajos de selección y mejoramiento (Fortnum, 1986; Mazzani *et al.*, 2001) y se ha determinado, de manera clara, importantes mecanismos que operan en la resistencia (Kang *et al.*, 1990). Desde finales de la década de los noventa hasta el presente se lograron significativos avances en la búsqueda de

genotipos de maíz resistentes, sobre todo a *A. flavus* y/o a las aflatoxinas, utilizando como herramienta la biotecnología y la biología molecular (Chen *et al.*, 2006; Alezones, 2007; Balzano, 2012).

En Venezuela, durante la década de los noventa se dio inicio a proyectos conjuntos entre el laboratorio de Micotoxicología la Facultad de Agronomía de la Universidad Central de Venezuela, el Instituto de Ciencia y Tecnología de Alimentos de la Facultad de Ciencias de la Universidad Central de Venezuela y la Fundación para la Investigación Agrícola DANAC, de los cual surgieron importantes y alentadores resultados. En estos proyectos, se evaluó la susceptibilidad de muchos genotipos comerciales, semi-comerciales y experimentales de maíz de grano blanco y amarillo a la infección de los granos por *A. flavus* y *F. verticillioides* y a la acumulación de aflatoxinas y fumonisinas. Numerosos genotipos de maíz fueron evaluados en ensayos regionales, días de campo, parcelas semi-comerciales y explotaciones comerciales, desde pequeñas parcelas para el consumo familiar hasta grandes explotaciones. Los resultados de tales investigaciones mostraron notables diferencias entre genotipos, algunas consistentes entre localidades y años de evaluación, mientras que otros demostraron una marcada interacción genotipo-ambiente en su comportamiento. También se desarrolló una metodología de laboratorio para evaluar genotipos de maíz a la acumulación de aflatoxinas con resultados consistentes entre ensayos repetidos con los mismos genotipos (Mazzani *et al.*, 2006).

Además, se encontró escasa relación entre la incidencia de cada mocho en muestras de campo y la concentración de la respectiva micotoxina en los granos, lo cual coincide con investigadores que han sugerido mecanismos genéticos diferentes e independientes para resistencia a los mohos y a sus toxinas. También se demostró reacción contraria de los genotipos de maíz a cada especie de mocho y a sus micotoxinas. Tal vez lo más significativo fue el haber demostrado que, en general, en todos los campos de maíz muestreados el problema de esos mohos y sus micotoxinas fue recurrente durante unos diez años de desarrollo de esta investigación (Luzón *et al.*, 2003, 2007; Mazzani *et al.*, 1999, 2000, 2001, 2004, 2006; Chavarri *et al.*, 2009).

Actualmente, el único programa de mejoramiento genético del maíz que incluye la evaluación de materiales ante *A. flavus* y monitoreo de campo de *F. verticillioses* es el que lleva adelante la Fundación para la Investigación Agrícola DANAC en el estado Yaracuy (Comunicación personal con investigadores de la fundación).

También se hicieron algunas investigaciones tendentes a evaluar genotipos de maní, en campo y en laboratorio, por susceptibilidad a la colonización de sus semillas por *A. flavus*, *A. terreus* y a su contaminación con aflatoxinas. Interesantes resultados fueron obtenidos también en este cultivo (Mazzani, 2010; Mazzani y Layrisse, 1990, 1992, 1994).

Definición de factores epidemiológicos

El estudio de todas las variables epidemiológicas para una zona de producción en particular es indispensable para la definición precisa de puntos críticos en el campo (Wicklów y Wilson 1986; Fortnum, 1986; Diener *et al.*, 1987; Widstrom, 1996).

Manejo agronómico

El estado general de las plantas, como resultado del manejo agronómico de la plantación, puede generar condiciones a veces predisponentes y otras veces desfavorables para la infección de mohos toxigénicos y la síntesis de micotoxinas.

El buen estado nutricional condiciona plantas vigorosas cuyo crecimiento es más rápido y en las cuales es menos probable la infección. El control de insectos plagas y de otros insectos es fundamental ya que estos son vectores muy eficientes de los mohos en cereales y en otros cultivos como maní, ocasionan daño primario que facilita la infección por los mohos y son importantes reservorios de inóculo primario en el campo.

El estrés hídrico condiciona la disminución en el contenido de humedad de los granos haciéndolos más susceptibles a la infección por mohos por lo que la prevención del estrés hídrico, sobre todo después del llenado de los granos, es fundamental. Así mismo, la destrucción de restos de cosecha y la rotación de cultivos son aspectos de primer orden a considerar cuando se pretende minimizar la presencia de inóculo en el campo, sobre todo en áreas donde año tras año se siembra un determinado cultivo (Fortnum, 1986; Diener *et al.*, 1987; Dowd, 1991; McMillian *et al.*, 1991; Wicklow, 1991; Widstrom, 1996).

Cosecha

La cosecha se debe planificar cuidadosamente antes de dar inicio a la misma y definir con suficiente antelación si se realizará la cosecha mecánica o manual. En áreas de producción con topografía irregular, donde la cosecha mecanizada no es factible, determinan que la misma se realice gradualmente de forma manual, retardada, con almacenamiento a la intemperie de importantes volúmenes de maíz húmedo sin trillar por períodos de tiempo variables, con la rápida multiplicación de los mohos y la consecuente síntesis de micotoxinas.

Durante la cosecha mecanizada debemos revisar el funcionamiento y la correcta graduación de la maquinaria para prevenir los daños mecánicos. Se debe respetar el momento óptimo de cosecha (cosecha temprana) cuando la humedad de los granos es óptima (madurez de cosecha) para evitar el almacenamiento en pie. Se debe considerar las condiciones ambientales reinantes durante la misma, principalmente la precipitación. Es de gran importancia el acarreo de los granos a sitio seguro y su pronto resguardo, sobre todo cuando existe el riesgo de precipitación. Estos son aspectos puntuales a considerar para el aseguramiento de la calidad de campo, inclusive en genotipos resistentes.

Condiciones de los vehículos y tiempo de transporte

La limpieza a fondo de los vehículos es fundamental; en este sentido debe entenderse que los mismos transportarán un alimento. La limpieza deficiente de los vehículos condiciona el contacto de granos sanos con granos podridos y grandes cantidades de propágulos de los mohos (inóculo primario hacia los almacenes). La adecuada cobertura de los vehículos es un aspecto de primer orden ya que suministra las condiciones de protección de los granos de los factores ambientales, principalmente la precipitación, una vez que han sido colocados en los vehículos.

También el tiempo de transporte es fundamental. El transporte rápido en camiones adecuados es necesario ya que la permanencia prolongada de los granos húmedos en camiones expuestos a altas temperaturas, genera condiciones altamente propicias para que ocurra una rápida colonización de los granos por mohos y posiblemente su contaminación con micotoxinas.

Acondicionamiento

Un pronto acondicionamiento ayuda a preservar la calidad de campo. Este manejo sólo es posible en regiones donde se planifica la cosecha y la asignación de los lotes cosechados a un determinado centro

de recepción, se realiza en función de su capacidad de secado, con el fin de evitar el congestionamiento en los centros y la acumulación de vehículos en espera, lo que crea condiciones favorables para la colonización de los granos por mohos y su contaminación con micotoxinas.

Monitoreo de las micotoxinas (Muestreo y análisis)

El muestreo es tal vez uno de los puntos críticos más importantes en esta etapa del proceso productivo. Es una actividad compleja, difícil y con alto riesgo de cometer errores, por lo que es muy frecuente el rechazo de lotes limpios y la aceptación de lotes contaminados, producto de la obtención de falsos positivos y de falsos negativos, respectivamente.

En el muestreo a nivel de centros de recepción, deberían ser analizados todos los vehículos. Deben colectarse muestras grandes, producto de un número elevado de sub-muestras; aunque existe normativa al respecto, se ha demostrado que el incremento en el número de puntos de muestreo por vehículo, disminuye el error de muestreo (falsos positivos y falsos negativos). Finalmente, debe utilizarse una metodología analítica que esté validada para un producto en particular.

En Venezuela, el análisis de micotoxinas, cuando se hace, se realiza sobre muestras tomadas con otros fines sin considerar importantes aspectos como la distribución de las micotoxinas en los lotes y la metodología analítica a utilizar, lo que genera errores de diversos tipos que conducen, frecuentemente, a la obtención de falsos positivos y falsos negativos, afectando potencialmente a productores y consumidores (Mazzani, 2018).

Tipo e higiene de los almacenes y de otras instalaciones

El riesgo de contaminación es acorde al tipo de almacén. Una amplia gama de almacenes se emplea en el almacenamiento de los cereales en un mismo país o área geográfica. En Venezuela hay una amplia variedad de silos y almacenes, desde grandes silos verticales de concreto, hasta almacenes horizontales construidos para almacenar sacos o con otros fines, en los cuales se almacena a granel. Por otro lado, la limpieza deficiente de los silos condiciona el contacto de granos sanos con granos podridos y grandes cantidades de propágulos de mohos, que infectan y contaminan lotes con buena calidad de cosecha. La limpieza de elevadores y otros sistemas de conducción de granos es fundamental. Granos dañados altamente contaminados y otras impurezas retenidas en los elevadores y transportadores son importantes reservorios de inóculo primario.

Monitoreo de las condiciones ambientales (humedad relativa, temperatura y sus interacciones)

El conocimiento profundo de las condiciones ambientales, sobre todo en la etapa de desarrollo de nuevas instalaciones para el almacenamiento, puede determinar la almacenabilidad o no de los granos en una determinada localidad o área geográfica. Humedades relativas por encima de 65-70% generan rápidamente humedades de equilibrio en los granos de cereales superiores a 13%. En la medida que se incremente la humedad del aire, mayor será el riesgo de que se alcancen en los granos humedades intermedias, altamente favorables para el crecimiento fúngico y la síntesis de micotoxinas (Mazzani, 1996, 1997).

El monitoreo constante de la temperatura dentro de los silos es fundamental, ya que incrementos de la temperatura son indicativos de alta actividad metabólica en los granos, parte de la cual puede

deberse al crecimiento de los mohos, en adición a la respiración de los granos y de insectos plaga. La aireación de los silos en días secos ayuda a mantener la humedad de los granos deseada, al lograr que la temperatura de la masa de granos sea moderadamente menor que la temperatura del ambiente externo a los almacenes, evitando así el flujo de aire húmedo hacia el interior del silo.

Otro aspecto a considerar es el nivel freático. Niveles freáticos altos producen filtraciones hacia las fosas, transportadores y el fondo de los silos, lo cual genera focos de alta humedad donde los mohos crecen y esporulan abundantemente.

En Venezuela, muchos centros para el almacenamiento de granos, fundamentalmente maíz y arroz, fueron construidos en localidades donde la humedad relativa excede el 80% o más, durante muchos meses en el año. Bajo tales condiciones, la aireación es una práctica casi imposible de realizar. Otros centros fueron construidos en la cercanía de represas, caños o ríos, áreas donde el nivel freático se encuentra prácticamente en la superficie del suelo.

Silos y almacenes en Calabozo y Zaraza (estado Guárico), La Flecha y Payara (estado Portuguesa), La Blanca (estado Cojedes), Barinas (estado Barinas), entre otros, son centros de almacenamiento que año tras año mostraron problemas por mohos y micotoxinas por presentar una o más de las condiciones adversas descritas.

Monitoreo de insectos plagas de almacén

El monitoreo de insectos plagas primarias y de otros insectos secundarios es fundamental ya que, como ocurre con las plagas y otros insectos en el campo, son vectores muy eficientes de los mohos en los cereales almacenados; además, ocasionan daño primario que facilita la infección por los mohos y son importantes reservorios de inóculo primario, inclusive en el cuerpo de insectos muertos. En arroz almacenado en Venezuela se encontró que los mohos que se identificaron contaminando los granos, fueron recuperados del interior del cuerpo de todos los insectos plagas colectados e identificados en las mismas muestras (Capobianco y Mazzani, 1984).

Aplicación de inhibidores después del acondicionamiento

La aplicación temprana de inhibidores, inmediatamente después del acondicionamiento de los granos, retarda el crecimiento de los mohos y previene la síntesis de micotoxinas. Algunos inhibidores (sales de ácidos orgánicos como el propionato de sodio) son de uso rutinario en maíz y otros granos para el consumo animal. Los mismos podrían utilizarse con seguridad en granos para el consumo masivo, sobre todo, en regiones o localidades donde el almacenamiento seguro es poco probable porque las instalaciones no son las más adecuadas, las condiciones ambientales son altamente favorables a los hongos o ambas. Investigaciones realizadas en Venezuela mostraron un excelente control de mohos en maíz hasta por 180 días de almacenamiento (Mazzani, 1988; Mazzani *et al.*, 1995, 1998).

Detoxificación

Tratamientos alcalinos de granos contaminados sirven para inactivar las aflatoxinas. Se han utilizado con éxito tratamientos acuosos con NH_4OH y tratamientos gaseosos con NH_3 , solos o combinados, bajo distintas combinaciones de los factores más importantes involucrados en el proceso (humedad, temperatura, tiempo de exposición, presión y concentración de la toxina). Se logró la reducción del contenido de AFB_1 desde 90 hasta 99% en granos de maíz y desde 90 hasta 100% en

arroz. También se estudió el efecto de tratamientos con ácidos sobre la reversión del proceso en ensayos simulando la digestión, obteniéndose relativamente bajos niveles de reversión (Martínez *et al.*, 1994; Ying Weng *et al.*, 1994; Millán y Martínez, 2003). Son técnicas que requieren de una infraestructura compleja, son de alto costo y tienen algunos efectos sobre las propiedades organolépticas de los granos, lo cual, sin lugar a dudas, dejaría de tener importancia en situaciones de escasez de materias primas para la industria de alimentos. Si se analiza a profundidad la complejidad de factores involucrados en la producción de alimentos, como cereales y otros cultivos, en Venezuela, pareciera una alternativa poco factible.

Dilución en la agroindustria

La mezcla de lotes contaminados con lotes limpios es una práctica común de muchas industrias a objeto de bajar los niveles de micotoxinas y cumplir con las tolerancias establecidas, aun cuando no se conocen regulaciones al respecto en Venezuela. Esto es aceptable en situaciones de escasez de materias primas para la industria de alimentos, así como lo es el destinar lotes contaminados para la elaboración de alimentos para animales más tolerantes a las aflatoxinas como bovinos de carne.

Consideraciones finales

Durante su crecimiento, los mohos que colonizan los granos de maíz y otros granos, alteran su valor nutritivo, decoloran o manchan total o parcialmente los granos, alteran las características organolépticas comunicando a los granos sabores y olores atípicos y ocasionan la muerte del embrión, aspecto que es de interés en procesos industriales donde la pre-germinación de los granos es fundamental. Además de estar involucrados en la pérdida de la calidad, los hongos han recibido especial atención por sus implicaciones tanto en salud pública como animal, derivadas de la síntesis de micotoxinas con las que contaminan los granos.

La magnitud de la colonización y la síntesis de micotoxinas dependen de muchos factores que actúan durante el proceso productivo. Por un lado la susceptibilidad del genotipo sembrado, la agresividad, capacidad toxigénica y presión de inóculo del hongo, el padecimiento de la planta madre por déficit hídrico, los insectos plagas, las condiciones ambientales (humedad y temperatura) durante el cultivo, la época de cosecha y la humedad del grano durante la misma, condicionan la calidad micotoxicológica del producto cosechado. Por otro lado, el tiempo de transporte, del acondicionamiento, la humedad relativa, temperatura y aireación del almacén, el contenido de humedad de los granos almacenados, los daños mecánicos o por insecto y el tipo de almacén, condicionan la calidad final de la materia prima para la industria.

Las micotoxinas más importantes asociadas a granos de maíz producidos en regiones climáticas tropicales y sub-tropicales como las que predominan en Venezuela, son las aflatoxinas, las fumonisinas y las ocratoxinas, sintetizadas principalmente por *A. flavus*, *F. verticillioides* y *A. ocraceus*, respectivamente, y por otras especies de mohos.

La epidemiología e infección de los granos por *A. flavus* está fuertemente influenciada por distintos factores como nivel de inóculo primario en el suelo, factores ambientales, principalmente el estrés por sequía y la temperatura, así como por el genotipo de la planta huésped. *A. flavus* puede colonizar externamente los estigmas, penetrar a través de estos, invadir granos en desarrollo en ausencia de insectos y generar altos niveles de aflatoxinas. Sin embargo, la actividad de numerosos insectos plagas ha sido asociada con altos niveles de aflatoxinas.

La incidencia de *A. flavus* y la producción de aflatoxinas, tan variables entre ciclos de producción del maíz, son consecuencia de un proceso complejo. Ningún factor por separado puede ser identificado como responsable de la inconsistencia en la frecuencia e incidencia de *A. flavus* y de las aflatoxinas. Sin duda, el más limitante parece ser la débil habilidad patogénica del hongo. Muchos factores deben coincidir en el campo para magnificar su patogenicidad. Ciertos años, de baja incidencia, falla la cantidad de inóculo, en otros varía algún factor ambiental y en otros la población de insectos vectores.

Otros mohos y sus micotoxinas, que contaminan granos de maíz, cumplen patrones epidemiológicos similares o más complejos. *F. verticillioides*, patógeno primario de la planta de maíz, es el agente causante de la enfermedad conocida con el nombre de Pudrición del Tallo y de la Mazorca del Maíz. Sintetiza las micotoxinas desde el campo y su actividad persiste durante prolongados períodos de almacenamiento. Se debe tener en cuenta que los granos infectados desde el campo son una fuente potencial de inóculo primario en el almacén, donde también se cumple una compleja epidemiología, dependiente de condiciones ambientales favorables, de la actividad de insectos plagas propias del almacenamiento y de muchos otros factores como el tiempo de almacenamiento, entre otros.

Finalmente, reiterar lo mencionado en párrafos introductorios. En Venezuela, donde prevalecen condiciones altamente favorables para el crecimiento de los mohos y la síntesis de micotoxinas, no se dispone de estadísticas confiables sobre pérdidas durante la cadena de producción del maíz, ni en otros cultivos. La magnitud de la contaminación por mohos y micotoxinas en granos de maíz, arroz, sorgo, café, maní, cacao, entre otros, así como sus posibles implicaciones en salud pública y animal son hasta ahora desconocidos en Venezuela, a pesar de que un considerable número de investigaciones, realizadas a lo largo de los últimos cuarenta años, demostraron la importancia del problema.

El análisis rutinario de aflatoxinas es realizado únicamente en algunas plantas procesadoras de maíz, productoras de harinas precocidas y en otras en las que se producen almidones y hojuelas de maíz, entre otros productos. Esas empresas también generan importantes volúmenes de subproductos para la industria de alimentos balanceados para la alimentación animal.

Las labores de extensión para dar a conocer la existencia del problema, sus implicaciones y su manejo en Venezuela, fueron una actividad continua. Fue así como, desde mediados de la década de los años ochenta hasta el año 2009, el tema de los mohos toxigénicos y las micotoxinas fue incluido en numerosos cursos, seminarios, congresos y talleres nacionales e internacionales celebrados en el país. Los mismos estaban dirigidos a productores del campo, productores agroindustriales, investigadores, técnicos y estudiantes.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Abarca, M.; M. Bragulat; G. Castellá; F. Accensi; F. Cabañes. 2000. Hongos productores de micotoxinas emergentes. *Revista Iberoamericana de Micología* 17: 63-68.
- Alezones, J. 2007. Monitoreo de germoplasma tropical de maíz para resistencia a *Aspergillus flavus* y a la producción de aflatoxinas en grano. Trabajo Especial de Maestría. Universidad Central de Venezuela. Facultad de Agronomía. Maracay, Venezuela.
- Bacon, C.B.; P.E. Nelson. 1994. Fumonisin production in corn by toxigenic strains of *Fusarium moniliforme* and *Fusarium proliferatum*. *Journal of Food Protection* 57: 514-521.

- Balzano, L. 2012. Proteómica comparativa para identificar proteínas de resistencia a *Aspergillus flavus* en granos de maíz. Tesis Doctorado en Ciencias Biológicas. Universidad Simón Bolívar. Caracas, Venezuela. 193 p.
- Bertsch, A.; G. Domínguez; C. Mazzani; O. Luzón; V. De Basilio; H. Testi. 2010. Caracterización de aditivos enzimáticos obtenidos por monocultivo (*Aspergillus niger*) y cocultivo (*Aspergillus niger* – *Saccharomyces cerevisiae*) y su efecto sobre el comportamiento productivo de pollos de engorde. Revista de la Facultad de Ciencias Veterinarias (UCV) 51(1): 27-35.
- Blumenthal, C.Z. 2004. Production of toxic metabolites in *Aspergillus niger*, *Aspergillus oryzae* and *Trichoderma reesei*: justification of mycotoxin testing in food grade enzyme preparations derived from the three fungi. Regulatory Toxicology and Pharmacology 39: 214–228.
- Capobianco, A.; C. Mazzani. 1985. Hongos e insectos asociados al arroz (*Oryza sativa* L.) almacenado en Venezuela. VIII Congreso Venezolano de Botánica. Mérida, Venezuela. (Memorias).
- Chavarri, M.; J. Barroyeta; Y. Ochoa; N. Rumbos; J. Alezones. 2017. Detección de *Fusarium verticillioides* y fumonisinas en granos de maíz blanco provenientes de los estados Yaracuy y Guárico, Venezuela. Nova Scientia 9 (2): 171-184.
- Chavarri, M.; J. Iriarte; Y. Ochoa. 2017. Mohos asociados a semillas de maní (*Arachis hypogaea* L.) comercializados en Maracay, estado Aragua, Venezuela. Revista de la Facultad de Agronomía (UCV) 43 (2): 37-44.
- Chavarri, M.; C. Mazzani; O. Luzón; C. González; J. Alezones; M.J. Garrido. 2009. Mohos toxigénicos y micotoxinas en maíz de grano blanco cosechado bajo riego en los estados Yaracuy y Portuguesa, Venezuela. Fitopatología Venezolana 22: 2-6.
- Chen, Z-Y.; R.L. Brown; K. Rajasekaran; K.E. Damann; T.E. Cleveland. 2006. Identification of maize kernel pathogenesis-related protein and evidence for its involvement in resistance to *Aspergillus flavus* infection and aflatoxin production. Phytopathology 96 (1): 87-95.
- da Cruz, L.C.H. 1996. Micotoxinas: sao tao importantes? In: LCH da Cruz (Ed.). Micotoxinas: perspectiva latinoamericana. Río de Janeiro, Brasil. Editora Universidade Rural. pp. 1-12.
- da Cruz, L.C.H. 1997. Problemas en avicultura determinados por micotoxinas. Memorias del II Congreso Latinoamericano de Micotoxicología. Sociedad Latinoamericana de Micotoxicología. Maracay, Venezuela. pp. 18-19.
- da Rocha, C.A. 1997. Nefropatía micotóxica suina (NMS). Memorias del II Congreso Latinoamericano de Micotoxicología. Sociedad Latinoamericana de Micotoxicología. Maracay, Venezuela. pp. 28-30.
- Diener, U.L.; J.C. Cole; T.H. Sanders; G.A. Payne; L.S. Lee; M. Klich. 1987. Epidemiology of aflatoxin formation by *Aspergillus flavus*. Annual Review of Phytopathology 25: 249-270.
- Domínguez, G.; A. Bertsch; C. Mazzani; O. Luzón; V. De Basilio. 2011. Obtención y evaluación nutricional de un aditivo microbiano para la alimentación de pollos de engorde producto de la fermentación de los desechos del pastificio por *Aspergillus niger* y *Saccharomyces cerevisiae*. Revista Científica de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad del Zulia 21 (1): 72–79.

- Dowd, P.F. 1991. Nitidulids as a vector of mycotoxin-producing fungi. *In*: O.L. Shotwell; C.R. Hurburgh (Eds.). *Aflatoxin in Corn: New perspective*. Iowa Agriculture and Home Experiment Station, Iowa State University, Ames, Iowa. Research Bulletin 599. pp. 335-342.
- Escalona, H.; M. Chavarri; Y. Ochoa; N. Rumbos. 2017. Mohos toxigénicos asociados a semillas de caraota (*Phaseolus vulgaris* L.) comercializados en Maracay, estado Aragua, Venezuela. *Revista de la Facultad de Agronomía (UCV)* 43 (1): 7-14.
- Fortnum, B.A. 1986. Effect of Environment on Aflatoxin Development in Preharvest Maize. *In*: M.S. Zuber; E.B. Lillehoj; B.L. Renfro (Eds.). *Aflatoxin in Maize: A proceedings of the workshop*. CIMMYT, México. D.F. pp. 145-151.
- Gorman, D.P.; M.S. Kang; T. Cleveland; R.L. Hutchinson. 1992. Field aflatoxin production by *Aspergillus flavus* and *Aspergillus parasiticus* on maize kernels. *Euphytica* 61: 187-191.
- Gil-Serna, J.; C. Vázquez; B. Patiño. 2018. Genetic regulation of aflatoxin, ochratoxin A, trichothecene, and fumonisin biosynthesis: A review. *International Microbiology* <https://doi.org/10.1007/s10123-019-00084-2>
- Kang, M.S.; E.B. Lillehoj; N.W. Widstrom. 1990. Field aflatoxin contamination of maize genotypes of broad genetic base. *Euphytica* 51: 19-23.
- Kelly, S.M. 1986. Systemic Infection of Maize Plants by *Aspergillus flavus*. *In*: M.S. Zuber; E.B. Lillehoj; B.L. Renfro (Eds.). *Aflatoxin in Maize: A proceedings of the workshop*. CIMMYT, México, D.F. pp. 187-193.
- Luzón, O.; M. Chavarri; C. Mazzani; V. Barrientos; J. Alezones. 2007. Principales mohos y micotoxinas asociados a granos de maíz en campos de los estados Guárico, Portuguesa y Yaracuy, Venezuela. *Fitopatología Venezolana* 20: 25-30.
- Luzón, O.; A. Martínez; C. Mazzani; R. Figueroa; V. Barrientos. 2003. Comportamiento de genotipos de maíz de grano amarillo ante *Fusarium moniliforme* y fumonisinas en dos localidades de Venezuela. *Fitopatología Venezolana* 16: 18-21.
- Mahukua, G.; H. Sila Nziokib; C. Mutegic; F. Kanampic; C. Narrodd; D. Makumbi. 2019. Pre-harvest management is a critical practice for minimizing aflatoxin contamination of maize. *Food Control* 96: 219-226.
- Martínez, A. 2005. Problemática de las ocratoxinas en café verde en Latinoamérica. Conferencia VIII Congreso Latinoamericano de Microbiología de Alimentos. (Memorias). Bogotá, Colombia.
- Martínez, A. 2006. Problemática y situación de la ocratoxina A en café en Latinoamérica. Conferencia VII Encontro Nacional de Micotoxinas, V Congresso Latino-Americano de Micotoxicología y IV Simposio Em Armazenagem Qualitativa de Graos do Mercosur. (Memorias). Florianópolis, Brasil.
- Martínez, A.; C. Ying Weng; D. Park. 1994. Distribution of ammonia/aflatoxin reaction products in corn following exposure to ammonia decontamination procedure. *Food Additives and Contaminants* 11: 659-667.
-

- Mazzani, C. 1983. Micoflora de granos de maní, maíz y cacao almacenados en Venezuela. Trabajo de Ascenso a Profesor Asistente. Universidad Central de Venezuela. Facultad de Agronomía. Maracay, Venezuela. 95 p.
- Mazzani, C. 1988. Hongos asociados a granos de sorgo (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) almacenados en Venezuela y su control con propionato de amonio en el Laboratorio. *Fitopatología Venezolana* 1: 54-58.
- Mazzani, C. 1994. Diez años de investigación sobre hongos de granos almacenados en Venezuela. *Phytopathology* 84: 896.
- Mazzani, C. 1996. Ocurrencia de hongos toxigénicos en granos. *In*: Luis Celso Hyginio da Cruz (ed.). *Micotoxinas: perspectiva latinoamericana*. Río de Janeiro, Brasil. Editora Universidade Rural. pp. 13-20.
- Mazzani, C. 1997. Aspectos epidemiológicos de la infección y formación de aflatoxinas por *Aspergillus flavus*. Conferencia invitada. *In*: Memorias II Congreso Latinoamericano de Micotoxicología. Sociedad Latinoamericana de Micotoxicología. Maracay, Venezuela. pp. 15-17.
- Mazzani, C. 2002. Hongos y Micotoxinas asociados a Granos de Maíz (*Zea mays* L.) y su importancia en Venezuela. Conferencia invitada. *In*: Memorias IX Curso sobre Producción de Maíz. ASOPORTUGUESA - INIA. Araure. Venezuela.
- Mazzani, C. 2003. Presencia y Consecuencias de las Micotoxinas en Granos Almacenados. Conferencia invitada. *In*: Memorias VI Seminario sobre actualización en almacenamiento, secado y conservación de granos almacenados. Universidad Experimental de los Llanos Ezequiel Zamora. San Carlos, Venezuela.
- Mazzani, C. 2018. Consideraciones sobre el muestreo en el diagnóstico de micotoxinas en alimentos. III Encuentro Corporativo Agriquimvet. Barquisimeto, Venezuela.
- Mazzani, C.; P. Beomont; O. Luzón; M. Chavarri. 2004. Micobiota asociada a granos de maíz en Venezuela y capacidad aflatoxigénica *in vitro* de los aislamientos de *Aspergillus flavus*. *Fitopatología Venezolana* 17: 19-23.
- Mazzani, C.; A. Layrisse. 1990. Efecto de la inoculación y del régimen de humedad sobre la población de *Aspergillus* spp. en el suelo. *Fitopatología Venezolana* 3: 43-45.
- Mazzani, C.; A. Layrisse. 1992. Resistencia de campo de genotipos de maní (*Arachis hypogaea* L.) a la infección de sus semillas por *Aspergillus* spp. *Phitopathologia Mediterránea* (Italia) XXXI: 96-102.
- Mazzani, C.; A. Layrisse. 1994. Reacción de ocho genotipos de maní a la inoculación *in vitro* de sus semillas con cepas locales de *Aspergillus flavus* y *Aspergillus terreus*. *Revista de la Facultad de Agronomía* (UCV) 20: 73-82.
- Mazzani, C.; N. González; O. Luzón; P. Quijada. 1998. Efectividad de una mezcla de ácidos orgánicos en el control de hongos toxigénicos en granos de maíz almacenados en el Estado Portuguesa, Venezuela. *Fitopatología Venezolana* 11: 36-40.

- Mazzani, C.; O. Borges; O. Luzón; V. Barrientos; P. Quijada. 1999. Incidencia de *Aspergillus flavus*, *Fusarium moniliforme*, aflatoxinas y fumonisinas en ensayos de híbridos de maíz en Venezuela. *Fitopatología Venezolana* 12: 9-13.
- Mazzani, C.; O. Borges; O. Luzón; V. Barrientos; P. Quijada. 2000. *Fusarium moniliforme* y fumonisinas en granos de híbridos de maíz en el Estado Guárico, Venezuela. *Revista de la Facultad de Agronomía de La Universidad del Zulia* 17: 185-195.
- Mazzani, C.; O. Borges; O. Luzón; V. Barrientos; P. Quijada. 2001. Occurrence of *Fusarium moniliforme* and fumonisins in kernels of maize hybrids in Venezuela. *Brazilian Journal of Microbiology* 32: 345-349.
- Mazzani, C.; N. González; O. Luzón; P. Quijada. 1998. Efectividad de una mezcla de ácidos orgánicos en el control de hongos toxigénicos en granos de maíz almacenados en el Estado Portuguesa, Venezuela. *Fitopatología Venezolana* 11: 36-40.
- Mazzani, C.; O. Luzón; O. Alvarado; M. Chavarri; A. Bertsch; R. Figueroa. 2010. *In vitro* synthesis of ochratoxin-A by venezuelan strains of *Aspergillus niger* isolated from different substrates. In: *Memorias VI Congreso Latinoamericano de Micotoxicología y II Internacional Symposium on Fungal and Algal Toxins in Industry*. Sociedad Latinoamericana de Micotoxicología. Mérida Yucatán, Mexico.
- Mazzani, C.; O. Luzón; N. González; P. Quijada. 1995. Efecto del Shield- Na Plus (Propionato de sodio y sorbato de Potasio) sobre el crecimiento y la esporulación *in vitro* de cinco especies de hongos toxigénicos en Venezuela. *Fitopatología Venezolana* 8: 37-41.
- Mazzani, C.; O. Luzón; M. Chavarri. 2004. *Aspergillus flavus* asociado a *Epitragus* sp. (Coleoptera:Tenebrionidae) en maíz bajo riego en Turén, estado Portuguesa, Venezuela. *Entomotrópica* 19 (3): 157-159.
- Mazzani, C.; O. Luzón; M. Chavarri; J. Alezones. 2006. Metodología rápida para evaluar *in vitro* la respuesta de genotipos de maíz a la acumulación con aflatoxinas. *Fitopatología Venezolana* 19: 10-14
- Mazzani, C.; O. Luzón; M. Chavarri; M. Fernández; N. Hernández. 2008. *Fusarium verticillioides* y fumonisinas en maíz cosechado en pequeñas explotaciones y conucos de algunos estados de Venezuela. *Fitopatología Venezolana* 21: 18-22.
- Mazzani, E. 2010. Caracterización del grano de genotipos confiteros de maní en cuanto a su calidad química y micotoxicológica en dos localidades de Venezuela. Tesis Doctorado en Ciencias Agrícolas. Facultad de Agronomía. Universidad Central de Venezuela. Maracay, Venezuela. 178 p.
- McGee, D.C. 1988. *Maize Diseases: a reference source for seed technologists*. St. Paul, Minnesota. APS Press. 150 p.
- McMillian, W.W.; N.M. Widstrom; R.W. Beaver; D.M. Wilson. 1991. Aflatoxin in Georgia, Factors Associated with its Formation in Corn: New perspective. O.L. Shotwell; C.R. Hurburgh (Eds.). Iowa Agriculture and Home Experiment Station, Iowa State University, Ames, Iowa. *Research Bulletin* 599. pp. 329-334.
-

- McMillian, W.W. 1986. Relation of Insects to Aflatoxin Contamination in Maize Grown in the Southeastern USA. In: M.S. Zuber; E.B. Lillehoj; B.L. Renfro (Eds.). Aflatoxin in Maize: A proceedings of the workshop. CIMMYT, México, D.F. pp. 194-200.
- Millán, F.; A. Martínez. 2003. Eficacia y estabilidad del proceso de amonificación como tecnología de descontaminación de aflatoxina B₁ en arroz (*Oryza sativa* L.). Archivos Latinoamericanos de Nutrición 53 (3): 287-292.
- Mujica, M. 2006. Bioconversión de los residuos del procesamiento de pasta alimenticia en etanol por *Aspergillus niger* y *Saccharomyces cerevisiae*. Tesis de grado. Facultad de Agronomía. Universidad Central de Venezuela. Maracay, Venezuela. pp. 20-22.
- Munkvold, G.P.; A.E. Desjardins. 1997. Fumonisin in maize: can we reduce their occurrence? Plant Disease 81: 556-564.
- Narcise, R.; M. Chavarri; C. Mazzani; O. Luzón; R. Figueroa. 2013. Micobiota toxigénica aislada de granos de leguminosas comercializados en la ciudad de Maracay, estado Aragua, Venezuela. Fitopatología Venezolana 26: 11-14.
- Norred, W.P.; K.A. Voss. 1994. Toxicity and role of fumonisins in animal diseases and human esophageal cancer. Journal of Food Protection 57: 522-527.
- Ochoa, Y.; M. Chavarri; C. Mazzani; N. Rumbos. 2015. Determinación de la capacidad fumonigénica de aislados de *Aspergillus niger* de diferentes sustratos. Revista de la Facultad de Agronomía (UCV) 41(3): 109-115.
- Olalekan, S.A. 2019. Aflatoxigenic fungi and mycotoxins in food: a review. Critical Reviews in Food Science and Nutrition, DOI: 10.1080/10408398.2018.1548429.
- Payne, G.A. 1986. *Aspergillus flavus* Infection of Maize: Silks and Kernels. In: M.S. Zuber; E.B. Lillehoj; B.L. Renfro (Eds.). Aflatoxin in Maize: A proceedings of the workshop. CIMMYT, México. pp. 119-129.
- Pohland, A. 1993. Micotoxinas in review. Food Additives and Contaminants 10: 17-28.
- Ravelo, A.; C. Rubio; A.J. Gutiérrez; A. Hardisson. 2011. La ocratoxina A en alimentos de consumo humano: revisión. Nutrición Hospitalaria 26 (6). Madrid nov/dic.
- Sánchez, T.; A. Betancourt; G. Garcia. 2005. Obtención de productos de valor agregado a partir de suero de leche por fermentación. Memorias II Simposio sobre Biofábricas. UNAL. Medellín, Colombia. pp. 53-59.
- Scussel, V.M. 1998. Micotoxinas em alimentos. Florianopolis, Brasil. Editora Insular Ltda. 144 p.
- Singh, K.; J.C. Frisvad; V. Thrane; S.B. Mathur, 1991. An illustrated manual on identification of some seed-borne *Aspergilli*, *Fusaria* and *Penicillia* and their mycotoxins. Høllrup, Denmark. Danish Government Institute of Seed Pathology for Developing Countries. 133 p.
- Taniwaki, M.H.; J.I. Pitt; A.A. Teixeira; B.T. Iamanaka. 2003. The source of ochratoxin A in Brazilian coffee and its formation in relation to processing methods. International Journal of Food Microbiology 82: 173-179.

-
- Tri Nguyen, M.; M. Tozlovanu; T. Luyen Tran; B. Pfohl-Leszkowicz. 2007. Occurrence of aflatoxin B₁, citrinin and ochratoxin A in rice in five provinces of the central region of Vietnam. *Food Chemistry* 105: 42-47.
- Wallin, J.R.; N.W. Widstrom; B.A. Fortnum. 1991. Maize population with resistance to field contamination by aflatoxin B₁. *Journal of Science Food and Agriculture* 54: 235-238.
- Wicklow, D.T. 1991. Epidemiology of *Aspergillus flavus* in Corn. In: O.L. Shotwell; C.R. Hurburgh (Eds.). *Aflatoxin in Corn: New perspective*. Iowa Agriculture and Home Experiment Station, Iowa State University, Ames, Iowa. Research Bulletin 599. pp. 315-327.
- Wicklow, D.T.; B.W. Horn. 1984. *Aspergillus flavus* sclerotia form in wound-inoculated preharvest Corn. *Mycologia* 76: 503-505.
- Wicklow, D.T.; D.M. Wilson. 1986. Germination of *Aspergillus flavus* sclerotia in a Georgia maize field. *Transactions of the British Mycological Society* 87: 651-653.
- Widstrom, N.W. 1996. The aflatoxin problem with corn grain. *Advances in Agronomy* 56: 219-280.
- Ying Weng, C.; A. Martinez; D. Park. 1994. Efficacy and permanency of ammonia treatment in reducing aflatoxin levels in corn. *Food Additives and Contaminants* 11: 649-658.
-

El sistema de diagnóstico de fitopatógenos en el contexto de la crisis venezolana: debilidades y oportunidades

Edgloris Marys¹ y Carolina Rosales²

¹Laboratorio de Biotecnología y Virología Vegetal, Centro de Microbiología y Biología Celular, Instituto Venezolano de Investigaciones Científicas (IVIC), Caracas, Venezuela, Apdo. 11204.

²Departamento de Protección Vegetal, Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CENIAP), Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas (INIA), Maracay, Código Postal 2105

RESUMEN

La introducción de fitopatógenos transfronterizos, así como la emergencia de nuevas variantes y expansión del rango geográfico de enfermedades endémicas en los cultivos, están causando pérdidas económicas cuantiosas en la agroindustria, amenazando la subsistencia de los agricultores y añadiendo efectos negativos a la grave crisis alimentaria que vive el país. Las principales causas de estos brotes epidémicos a nivel mundial son el calentamiento global, el intercambio de material vegetal infectado entre países debido a la globalización y el proceso evolutivo natural que produce nuevos linajes de patógenos. A nivel local, el efecto negativo de estas enfermedades puede minimizarse si ante la amenaza, se activa inmediatamente el Sistema de Sanidad Vegetal, coordinado por la Organización Nacional para la Protección de las Plantas, diagnosticando temprana y acertadamente el patógeno, poniendo en marcha redes de vigilancia epidemiológica e iniciando la investigación básica y aplicada para contener las formas de transmisión del patógeno a otros cultivos y/o regiones. Sin embargo, el sistema de sanidad vegetal en Venezuela se encuentra sumido en una profunda crisis, y carece de las capacidades (humanas e institucionales) para proteger los cultivos ante la amenaza de enfermedades. El ejemplo más reciente de esta crisis en la respuesta fitosanitaria, fue la introducción al país de la enfermedad conocida como HLB (huanglongbing o dragón amarillo), la cual ha causado la merma de la producción nacional de cítricos hasta en un 95%. El objetivo de esta investigación es revisar las necesidades básicas requeridas para apoyar al sistema de sanidad vegetal en relación a la capacidad de diagnóstico y biotecnología (inversión en captación y capacitación de talento humano, equipamiento e implementación de técnicas adecuadas), y plantea algunas propuestas estratégicas para enfrentar las dificultades de diagnóstico actuales, con señalamiento de organizaciones que pudieran sumarse al esfuerzo.

Palabras clave: Detección de fitopatógenos, diagnóstico, sanidad vegetal, seguridad alimentaria, sistema fitosanitario, Venezuela.

*Autor de correspondencia: Edgloris Marys

E-mail: edgloris@gmail.com

The phytopathogen diagnostic system in the context of the Venezuelan crisis: weaknesses and opportunities

ABSTRACT

The introduction of transfrontier phytopathogens, as well as the emergence of new variants and the expansion of the geographical range of endemic crop diseases, are causing substantial economic losses in agribusiness, threatening the livelihood of farmers and adding negative effects to the serious food crisis the country is experiencing. The main causes of these epidemic outbreaks worldwide are global warming, the exchange of infected plant material between countries due to globalization and the natural evolutionary process that produces new lineages of pathogens. At the local level, the negative impact of these diseases can be minimized if the Plant Health System, coordinated by the National Plant Protection Organization, is immediately activated when faced with the threat, diagnosing the pathogen early and accurately, setting up epidemiological surveillance networks and initiating basic and applied research to contain the pathogen's forms of transmission to other crops and/or regions. However, the plant health system in Venezuela is in a deep crisis and lacks the capacity (human and institutional) to protect crops from disease threats. The most recent example of this crisis in phytosanitary response was the introduction into the country of the disease known as HLB (huanglongbing or yellow dragon), which has caused a 95% reduction in national citrus production. The objective of this research is to review the basic needs required to support the plant health system in relation to diagnostic and biotechnology capacity (investment in attracting and training human talent, equipment and implementation of appropriate techniques), and puts forward some strategic proposals to address the current diagnostic difficulties, with identification of organizations that could join the effort.

Key words: Phytopathogen detection, diagnosis, plant health, food safety, phytosanitary system, Venezuela.

INTRODUCCIÓN

La Organización para Naciones Unidas (ONU) declaró al 2020 como el Año Internacional de la Salud de las Plantas, ya que la producción de alimentos necesitará incrementarse en un 60% para 2050, con el objetivo de alimentar un estimado de 10 billones de personas sobre la tierra (FAO, 2019). Proteger las plantas es indispensable para cumplir esta demanda, ya que el incremento en la producción agrícola necesariamente implicaría reducir las pérdidas debidas a fitopatógenos en cultivos de interés agroalimentario (Savary *et al.*, 2019). Históricamente, los fitopatógenos han tenido efectos devastadores sobre la humanidad. Un ejemplo clásico es la introducción a Europa de una nueva cepa de *Phytophthora infestans* y la práctica del monocultivo de papa (*Solanum tuberosum*) en Irlanda en 1845. Esto provocó la escasez de papa, principal alimento para los irlandeses, y como resultado la muerte por hambruna de cerca de dos millones de personas y la emigración de 1,5 millones de irlandeses hacia Inglaterra, Canadá y los Estados Unidos (Bourke, 1964). En base a datos actuales, las pérdidas en el rendimiento de cultivos importantes para la alimentación humana a nivel global debido a enfermedades y plagas varía entre 24,6-40,9% para el arroz; 19,5-41,4% para el maíz; 8,1-21% en papa y 11-32,4% en el caso de la soya, afectándose todos los pilares de la seguridad alimentaria (disponibilidad, acceso, utilización y estabilidad de los alimentos) (Savary *et al.*, 2019). Por lo tanto, la salud de las plantas es un indicador importante de la seguridad alimentaria de los países.

A consecuencia del cambio climático, la globalización del mercado agrícola, la movilización humana y los efectos de la evolución, las enfermedades emergentes en plantas (y sus insectos vectores) han incrementado su incidencia, rango de distribución geográfica y de hospederos. Adicionalmente, han cambiado su patogenicidad o virulencia hacia formas más agresivas mediante mecanismos evolutivos y pueden esparcirse o re-emerger luego de haber permanecido contenidas durante mucho tiempo (Ristaino *et al.*, 2021). Esta situación ha causado estragos en muchos cultivos de importancia, como es el caso de la emergencia del hongo *Hemileia vastatrix* en café en América Central, el cual ha causado pérdidas de más del 50% en la producción, obligando a cerca de 400 000 trabajadores asociados al cultivo a desplazarse a otras regiones y a perder sus sustentos, empujándolos a la pobreza (Sieff, 2019).

A pesar de que las consecuencias económicas, sociales y ambientales que acarrear las enfermedades infecciosas en plantas han sido tradicionalmente menos tomadas en cuenta que aquellas derivadas de las infecciones en humanos y animales, desde hace aproximadamente dos décadas atrás el potencial destructivo de las enfermedades emergentes en cultivos de importancia económica ha despertado una discusión de interés fuera de la comunidad de los fitopatólogos, al asociarse directamente con la amenaza que significan los fitopatógenos a la inseguridad alimentaria (Savary *et al.*, 2019). Por este motivo, el tema se ha incorporado en las agendas de gobernanza en muchos países en los cuales han evolucionado sistemas funcionales de protección vegetal (Stack *et al.*, 2006).

En la actualidad, Venezuela atraviesa una crisis humanitaria compleja que afecta la seguridad alimentaria de la población, con una mínima producción agrícola que cubre escasamente cerca del 24% de la demanda nacional (Hernández *et al.*, 2021). Adicionalmente, la frecuencia y severidad de brotes epidémicos causados por fitopatógenos en los cultivos han causado el declive de importantes rubros en la dieta del venezolano, como es el caso del “dragón amarillo” (HLB) de los cítricos, así como complejos de hongos, virus y bacterias en papa (*Solanum tuberosum*), arroz (*Oryza sativa*), maíz (*Zea mays*), cacao (*Theobroma cacao*), café (*Coffea arabica*) y diversas hortalizas. Un caso particular es la amenaza que representa para el cultivo del banano en Venezuela la destructiva enfermedad conocida como marchitez, causada por el hongo *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* raza 4 tropical (R4T), que fue detectado en 2019 en el municipio Riohacha (La Guajira, frontera con Colombia), y que ha encendido las alarmas de las organizaciones de protección vegetal en la región (García-Bastidas *et al.*, 2020). Sin embargo, la mayoría de estos fitopatógenos permanecen sin ser diagnosticados y/o caracterizados debido a la crisis que enfrenta el país, la cual ha debilitado las capacidades humanas y técnicas y también la infraestructura relacionada con el sistema nacional de protección vegetal.

El presente análisis aborda las principales debilidades y subraya algunas de las fortalezas relacionadas actualmente con el diagnóstico de fitopatógenos en el país, como un aporte a la agenda de pensamiento estratégico que permita la aplicación de acciones claves para enfrentar el gran desafío que representan las enfermedades y plagas en cultivos de interés agroalimentario.

El diagnóstico, la detección y la vigilancia epidemiológica como pilares fundamentales de la agenda para el manejo de enfermedades en plantas: componentes básicos del sistema

Diagnosticar una enfermedad en plantas significa determinar la causa de un síntoma, mientras que la detección se refiere a la identificación del microorganismo que la genera, o sus productos (por ejemplo, toxinas en sustratos como tejido de plantas, muestras de suelo o agua). Por otro lado, la

vigilancia se refiere al monitoreo de la enfermedad en el cultivo u otros cultivos en la región o el país en estudio (Miller *et al.*, 2009). Por consiguiente, la detección temprana, el diagnóstico y la vigilancia son los pilares fundamentales en el diseño de programas destinados a salvaguardar las plantas de la infección por un patógeno e identificar agentes causales de enfermedades como primer paso para la intervención inmediata, el establecimiento de un plan de vigilancia epidemiológica y el planteamiento de estrategias de control y manejo integrado de las enfermedades.

Una serie de técnicas clásicas (observaciones al microscopio de luz y electrónico, caracterización bioquímica y/o morfológica de cultivos de patógenos, ensayos de infectividad y rango de hospederos, serología, etc.) han sido utilizadas para el diagnóstico y caracterización de fitopatógenos. Sin embargo, debido a que las nuevas cepas o variantes de fitopatógenos se originan por cambios en su ADN, la forma más precisa de diagnóstico es la detección mediante pruebas de biología molecular, basadas en la amplificación del material genético (reacción en cadena de la polimerasa o PCR por sus siglas en inglés). Posteriormente el ADN obtenido debe someterse a reacciones de secuenciación, y la secuencia obtenida debe ser comparada a través de análisis bioinformáticos contra la base de datos global, ubicada en el Centro Nacional para la Información Biotecnológica (NCBI). Los resultados permiten la elaboración de árboles filogenéticos que ubican taxonómicamente al patógeno sin lugar a dudas, y esta información se reporta al Organismo Nacional de Protección Fitosanitaria (ONPF) de cada país, el cual está facultado para emitir alertas y alarmas fitosanitarias, providencias administrativas y para poner en marcha las estrategias de contención y manejo a las que haya lugar. La detección también permite la certificación de material vegetal (semillas, esquejes, etc.) nacional e importado, acciones bajo la responsabilidad del sector público, aunque en la mayoría de los países funcionan laboratorios privados con capacidad de certificar material vegetal de interés.

Los ensayos basados en PCR y serología poseen sin embargo ciertas limitaciones en su aplicación, mayormente en relación a la detección de patógenos desconocidos para los cuales no existen anticuerpos ni se han diseñado oligonucleótidos los cuales pudieran ser potencialmente usados como cebadores en la PCR. Para compensar estas desventajas, durante la última década se han desarrollado nuevas tecnologías basadas en plataformas genéricas tales como los microarreglos de ADN y secuenciación masiva o de nueva generación (metagenómica o Next Generation Sequencing, NGS). Estas últimas permiten obtener las secuencias de todos los microorganismos presentes en una muestra vegetal, y pueden ensamblarse y determinarse de manera casi inmediata, permitiendo elaborar respuestas fitosanitarias rápidas para la contención y manejo, minimizando pérdidas en la producción agrícola (Piombo *et al.*, 2021). Muchos otros avances en tecnología permiten en la actualidad detectar patógenos de manera inmediata, tales como el desarrollo de sensores infrarrojos capaces de detectar cultivos enfermos e inteligencia artificial que permite analizar flujos de datos con el fin de escalar la vigilancia epidemiológica (Ristaino *et al.*, 2021). Es posible en la actualidad identificar una enfermedad mediante el envío de fotografías de material vegetal infectado a bases de datos, por ejemplo “Distance Diagnostic and Identification System” (DDIS), programa que la compara con otras almacenadas en una base de datos georeferenciada (Xin *et al.*, 2018).

Detrás de la tecnología, el componente esencial de la capacidad de diagnóstico de un sistema de sanidad vegetal es el capital humano entrenado para la detección y el diagnóstico tanto en los laboratorios como en clínicas de plantas, así como para extensión (asesoramiento y acompañamiento de agricultores), vigilancia epidemiológica y educación de las próximas generaciones de fitopatólogos (Miller *et al.*, 2009). Por último, la infraestructura es el otro componente esencial del sistema de diagnóstico. Cada uno de los procedimientos y métodos mencionados anteriormente (colección

de muestras infectadas, microscopía, cultivos, serología, NGS, análisis de la data), necesita de laboratorios adecuados con equipos modernos y un sistema de computación conectado a internet que permita comparar datos y reportar eficientemente a las autoridades fitosanitarias, así como tener acceso a las colecciones de literatura relacionadas con el campo. Es deseable que los laboratorios estén certificados en los análisis que llevan a cabo por las autoridades competentes y que cuenten con colecciones biológicas adecuadamente mantenidas (Zlof *et al.*, 2000). Un factor determinante para el éxito del sistema de diagnóstico es el acceso a fuentes de financiamiento. A pesar de que los servicios de diagnóstico de fitopatógenos han sido tradicionalmente menos financiados que su contraparte en enfermedades infecciosas que afectan humanos y animales en el siglo pasado, las actuales alarmas causadas por epidemias que han destruido grandes extensiones de cultivos a nivel global han llamado la atención de los gobiernos. Consecuentemente, se han creado y/o estrechado redes de colaboración entre países desarrollados y en vías de desarrollo para financiar temas relacionados con la fitosanidad, bioseguridad y manejo de enfermedades asociados al diagnóstico y vigilancia epidemiológica, dado que los fitopatógenos no reconocen fronteras, como se mencionó anteriormente. Como ejemplo podemos mencionar desde el caso del establecimiento de una red de clínicas de plantas en Centroamérica y África, hasta la coordinación de laboratorios de diagnóstico en Europa, Asia y Estados Unidos, con financiamiento global (Miller *et al.*, 2009).

Capacidades del sistema de diagnóstico de fitopatógenos actuales en Venezuela

La protección de las plantas es considerada como un bien común, por lo tanto una responsabilidad que los gobiernos deben asumir (Sheldrake *et al.*, 2003). El sistema de protección vegetal en Venezuela está regido por el Ministerio del Poder Popular para la Agricultura y Tierras (MPPAT) a través de Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral (INSAI), el cual sirve como ONPF. Con la finalidad de proveer soporte científico y técnico al INSAI, se creó la Red Nacional de Laboratorios de Salud Integral (RNLSV), un colectivo de 18 laboratorios para la identificación y diagnóstico de enfermedades y plagas, con los siguientes nombres, pruebas diagnósticas y localización (INSAI, 2008):

- 1) “Samán de Güere” (bacteriología, entomología, nematología, micología); (Mun. Girardot, Edo. Aragua).
- 2) “Paula Correa Rodríguez” (acarología, bacteriología, entomología, nematología, micología) (Mun. Tinaco, Edo. Cojedes).
- 3) “Pedro Pérez Delgado” (acarología, entomología, nematología, micología) (Mun. Tucupita, Edo. Delta Amacuro).
- 4) “Puerto de Muaco” (acarología, entomología, nematología, micología) (Mun. Colina, Edo. Falcón).
- 5) “Lara” (entomología, nematología, micología) (Mun. Iribarren, Edo. Lara).
- 6) “Atención Primaria-La Victoria” (acarología, bacteriología, entomología, nematología, micología, virología) (Mun. Antonio Pinto Salinas, Edo. Mérida).
- 7) “San Isidro Labrador” (acarología, entomología, nematología, micología) (Mun. Pueblo Llano, Edo. Mérida).

- 8) “María del Carmen Ramírez” (acarología, bacteriología, entomología, nematología, micología) (Mun. Jauregui, Edo. Táchira).
- 9) “Zulia” (bacteriología, entomología, nematología, micología) (Mun. San Francisco, Edo. Zulia).
- 10) “Laboratorio de Diagnóstico Primario de Salud Vegetal y Despistaje de Aflatoxinas Guanta” (aflatoxinas a granos almacenados, entomología) (Mun. Guanta, Edo. Anzoátegui).
- 11) “Bolívar” (aflatoxinas a granos almacenados) (Mun. Heres, Edo. Bolívar).
- 12) “Laboratorio de Diagnóstico Primario de Salud Vegetal y Despistaje de Aflatoxinas Puerto Cabello” (acarología, entomología, nematología, micología, herbología, aflatoxinas a granos almacenados) (Mun. Puerto Cabello, Edo. Carabobo).
- 13) “Silos La Blanca” (aflatoxinas a granos almacenados) (Mun. Rómulo Gallegos, Edo. Cojedes).
- 14) “Juan Antonio Moronta” (entomología, micología, aflatoxinas a granos almacenados) (Mun. Leonardo Infante, Edo. Guárico).
- 15) “Maturín” (aflatoxinas a granos almacenados) (Mun. Maturín, Edo. Monagas).
- 16) “Araure” (aflatoxinas a granos almacenados) (Mun. Araure, Edo. Portuguesa).
- 17) “Urariche” (aflatoxinas a granos almacenados) (Mun. Urariche, Edo. Yaracuy).
- 18) “Laboratorio de Diagnóstico Primario de Salud Vegetal y Despistaje de Aflatoxinas Puerto de Maracaibo” (aflatoxinas a granos almacenados, entomología).

El servicio de protección vegetal también establece colaboraciones con universidades regidas por el Ministerio de Educación Superior (MPPEU) e institutos de investigación regulados por el Ministerio de Ciencia, Tecnología e Innovación (MPPCYT), tales como el Instituto de Estudios Avanzados (IDEA), y el Instituto Venezolano de Investigaciones Científicas (IVIC). A través del INSAI, Venezuela es un país firmante de la Convención Internacional de Protección de las Plantas (IPPC) (IPPC, 2018).

El sistema de protección vegetal venezolano, no escapa del deterioro progresivo de las instituciones que afecta al país en las últimas décadas, un proceso que se ha acelerado debido a las restricciones de movilidad asociadas a la pandemia de la COVID-19 y el desmantelamiento de los laboratorios producto de la inseguridad. Como documento exploratorio de las capacidades de diagnóstico de fitopatógenos en la actualidad, se realizó una encuesta vía Google Forms durante el mes de mayo de 2021 (datos no publicados). Se encuestaron 18 laboratorios (un representante de cada laboratorio respondió la encuesta). Los entrevistados (N=18; un entrevistado por cada laboratorio) respondieron preguntas relacionadas al **capital humano** (investigadores activos, estudiantes de pre y postgrado), **tecnología e infraestructura** asociados a los laboratorios durante el periodo 2015-Mayo 2021 (últimos 5 años para la fecha de realización de las encuestas), y representaban a los siguientes laboratorios/instituciones dentro del Sistema Nacional de Sanidad Vegetal, con las líneas de investigación que se describen en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Laboratorios y líneas de investigación representados en la Encuesta Nacional de Capacidades de Diagnóstico en Venezuela (Mayo 2015-Mayo 2021).

Laboratorio, Institución, Ubicación	Líneas de investigación
Laboratorio de Biología (UCLA, Lara)	Diagnóstico de virus y hongos fitopatógenos
Lab. de Nematología del Instituto de Zoología (Fagro, UCV, Maracay, Edo Aragua)	Identificación de nematodos fitoparasíticos en diversos cultivos
Lab. de Bacteriología Vegetal INIA Maracay). Linea de Investigación Diagnóstico de enfermedades causadas por bacterias.	Diagnóstico de enfermedades causadas por bacterias fitopatógenas, producción de bacterias entomopatógenas antagonistas, control de enfermedades y plagas agrícolas.
Lab. Clínica de Enfermedades de Plantas (UCV, Maracay, Edo Aragua).	Diagnóstico y control de enfermedades de plantas.
Lab. Agricultura y Soberanía Alimentaria (IDEA, Edo. Miranda)	Control biológico de patógenos en cacao
Lab. de Bacterias Fitopatógenas (UCV, Maracay, Edo Aragua)	HLB, Identificación y control biológico de bacterias fitopatógenas
Lab. Biotecnología y Virología Vegetal, (IVIC, Edo. Miranda)	Diagnóstico de HLB en cítricos y virus en cultivos de importancia agroalimentaria
Lab. Nematología Agrícola (INIA, CENIAP, Edo. Aragua)	Sin actividad
Lab. Microbiología Vegetal (IDEA, Edo. Miranda)	Salud agrícola integral, control biológico de enfermedades y diagnóstico de enfermedades en cultivos agrícolas
Lab. Museo del Instituto de Zoología Agrícola (MIZA, FAGRO, UCV, Edo. Aragua)	Taxonomía de Insectos
Lab. de Servicios de Protección Vegetal (INIA, Edo. Zulia)	Diagnóstico fitosanitario en cultivos de importancia económica en la zona Sur del Lago
Lab. de Fitopatología (INIA, Biruaca, Edo. Apure)	Sin actividad
Lab. de Ecología y Control de Insectos (IDECYT, UNESR, Edo. Miranda)	Manejo integrado de plagas, extractos, polvos y cenizas vegetales para el control de plagas, microorganismos eficientes, abonos orgánicos para una agricultura sustentable
Lab. de Micología (INIA CENIAP, Edo. Aragua)	Sin actividad
Lab. Virología Vegetal (INIA-CENIAP, Edo. Aragua)	Desarrollo y validación de métodos moleculares de detección de virus, viroides y bacterias fastidiosas en cultivos de importancia agrícola
Lab. Protección Vegetal (Entomología) (INIA, Edo. Mérida)	Diagnóstico fitosanitario
Lab. de Fitopatología (I.B.E) (Fac. Ciencias, UCV. Caracas, DC)	Diagnóstico, epidemiología y control de enfermedades virales y otras en plantas de interés agrícola
Fundación Danac (San Felipe, Edo. Yaracuy)	Control Integrado de plagas 1.- Patología de semillas. 2.- Hongos patógenos en material vegetal. 3.- Hifomicetes acuáticos. Selección asistida por marcadores (MAS), Caracterización de patógenos
Laboratorio de Virología Vegetal (INIA, Edo. Portuguesa)	Diagnóstico, epidemiología y control de enfermedades virales y otras en plantas de interés agrícola.

Análisis de los resultados de la encuesta

Los resultados de la evaluación parcial de la capacidad de diagnóstico en algunos de los principales laboratorios de la red de protección vegetal en el país, permiten tener un panorama de la situación actual en cuanto a talento humano, tecnología, infraestructura, servicios básicos y presupuesto. Aunque la entrevista fue respondida solo por un pequeño número de personas asociadas a los laboratorios en las instituciones (Cuadro 1), las respuestas en su mayoría pueden ser extrapoladas al resto de los laboratorios de la red, dado que muchas de las carencias en servicios públicos básicos, dotación, tecnología y fuga de talentos afectan por igual al sistema de salud humano y en general a toda la institucionalidad. Los resultados demuestran que el número de investigadores, técnicos y estudiantes asociados a los laboratorios es mínimo (40 investigador dividido entre 18 laboratorios significa un número alarmantemente bajo) (Cuadro 2).

Igualmente, preocupante es el número de investigadores que han emigrado. Cuando se contrasta el número de estudiantes de pre y postgrado con el número de tesis finalizadas, es evidente que más de la mitad de los estudiantes no culminaron exitosamente con la presentación de sus tesis, quizás debido a que emigraron o abandonaron sus proyectos de grado por falta de recursos/insumos/equipos para su realización (Cuadro 3).

Cuadro 2. Recuento de capital humano asociado a los laboratorios encuestados (Mayo 2015-Mayo 2021)

Categoría	Número (por laboratorios)
Investigadores activos	40
Investigadores que han emigrado	30
Investigadores jubilados activos	8
Estudiantes (pregrado)	68
Estudiantes (postgrado)	21
Postdoctorantes	3
Técnicos asociados a la investigación	11

Cuadro 3. Recuento de tesis y publicaciones asociadas a los laboratorios encuestados (Mayo 2015-Mayo 2021)

Categoría	Total (todos los labs encuestados)
Publicaciones	52
Publicaciones en colaboración con otros labs nacionales	40
Publicaciones en colaboración con labs internacionales	25
Tesis culminadas (pregrado)	46
Tesis culminadas (maestría)	16
Tesis culminadas (doctorado)	9

Desconocemos cuántos de estos estudiantes fueron contratados por las instituciones. Sin embargo, los bajos sueldos que ofrece la administración pública, hace pensar que no hay casi ningún atractivo para enrolar a los jóvenes en el sistema de diagnóstico de fitopatógenos. Esto significaría que la mayoría de los investigadores activos están cerca de la edad de jubilación y que los laboratorios no cuentan con generación de relevo. En relación al número de publicaciones por laboratorios, es sorprendente ver que, a pesar de la crisis, algunos laboratorios siguieron publicando los resultados de sus investigaciones. Igualmente, importante de resaltar es el número de publicaciones en colaboración con laboratorios en el exterior (Cuadro 3). Estas conexiones son claves tanto como para la apertura de oportunidades en el exterior, como para el soporte que necesita el sistema de diagnóstico ante la sospecha o emergencia de algún fitopatógeno.

A pesar de que se infiere que el 70% de los laboratorios ofrece cursos de entrenamiento en diagnóstico (Figura 1) es de suponer que esos cursos tienen graves limitaciones en cuanto a las prácticas, ya que, como señaláramos, existen graves problemas de escasez de reactivos, equipos y capacidad instalada para realizarlas. Los resultados indican que un 75% de los encuestados pertenece al INSAI/INIA, por lo que sus repuestas son representativas de la red más amplia de laboratorios de diagnóstico fitopatológico en el país.

Un 75% de los laboratorios aún permanece afiliado a redes nacionales o internacionales de diagnóstico (Figura 2), lo cual es una ventaja a tomar en cuenta a la hora de adjudicar recursos y fortalecer capacidades para el diagnóstico, por lo que sería recomendable identificar estas redes que aún funcionan.

El 50% de los laboratorios informa sobre la ocurrencia de plagas y enfermedades a las autoridades fitosanitarias y sus informes son relevantes en políticas de sanidad vegetal (Figura 3).

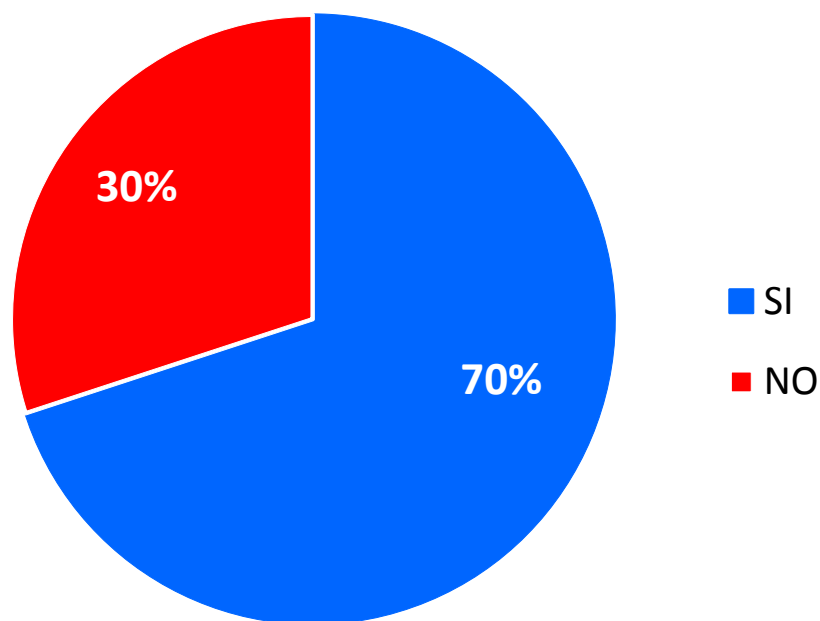


Figura 1. Porcentaje de laboratorios que mantuvieron ofertas de entrenamientos en técnicas de diagnóstico de fitopatógenos durante el período encuestado

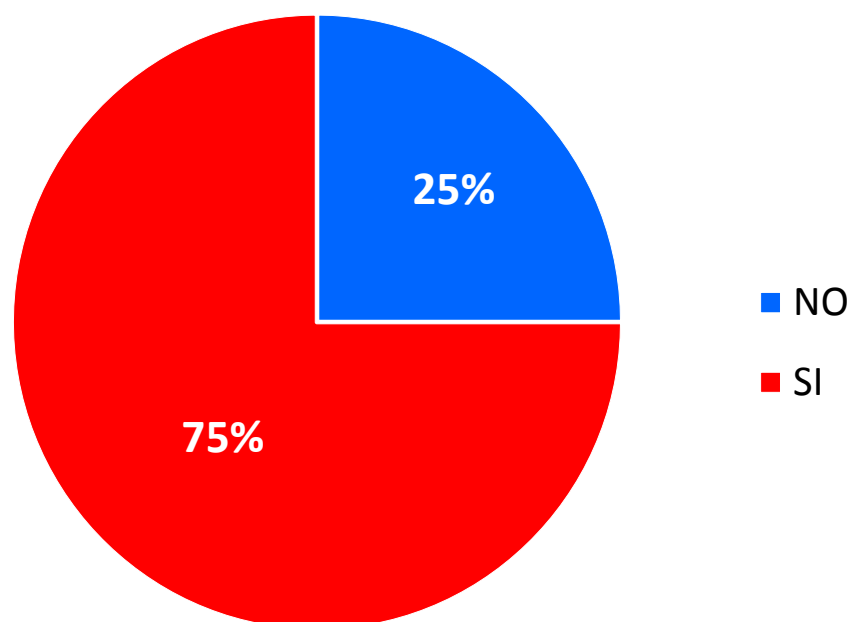


Figura 2. Porcentaje de afiliación de laboratorios a redes nacionales o internacionales de diagnóstico.

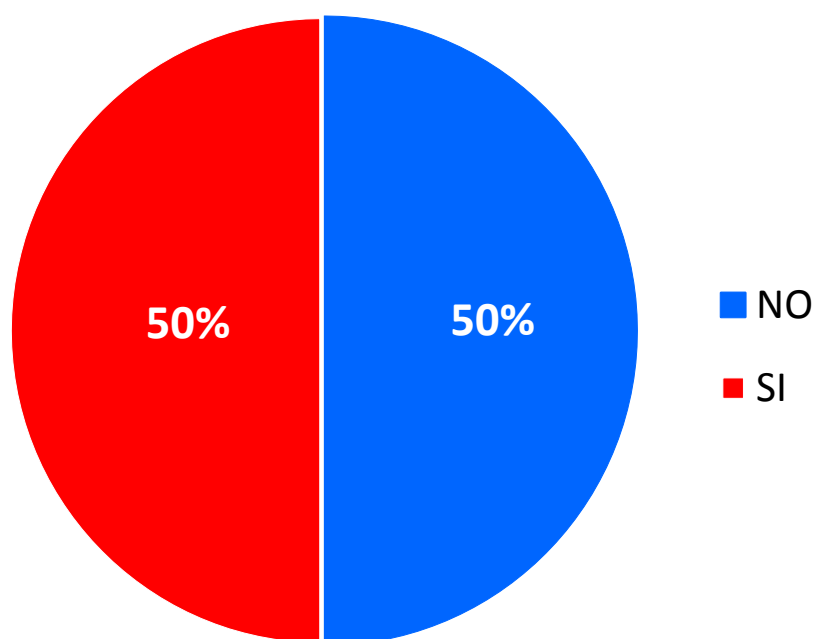


Figura 3. Porcentaje de laboratorios cuyos resultados son determinantes para la toma de decisiones en políticas de sanidad vegetal.

Esta situación debe corregirse, ya todos los laboratorios afiliados o no a la red de diagnóstico deberían cumplir con la obligatoriedad de reportar sus hallazgos a las autoridades competentes, tal como especifica la página web del INSAI. Por otra parte, 55% de los laboratorios funcionan como clínicas de plantas. El concepto de las clínicas de plantas ha cambiado mucho desde sus inicios, y están siendo implantadas en países de escasos recursos en ambientes rurales, para atender emergencias en cultivos que son el sustento de la población, con excelentes resultados. De manera que sería muy interesante evaluar el estado del funcionamiento de las clínicas de plantas aún activas en el país y reformularlas en base a los resultados que la experiencia ha arrojado en otros países.

Como se observa en el Cuadro 4, la disponibilidad de servicios básicos en las instalaciones, tales como electricidad, agua y conexión a internet es muy pobre en la mayoría de los laboratorios. Esta situación es cónsona con la que ocurre en general a nivel nacional, y afecta el desempeño de las labores en todos los laboratorios.

En relación a la capacidad en tecnologías y biotecnologías es claro que como país tenemos un rezago de muchas décadas en cuanto a las técnicas que son utilizadas para el diagnóstico (Figura 4). Como se mencionó en la introducción, las nuevas técnicas de secuenciación masiva (metagenómica) están siendo usadas en laboratorios alrededor del mundo para identificar y caracterizar a nivel molecular

Cuadro 4. Frecuencia de la disponibilidad de servicios básicos para el diagnóstico de fitopatógenos en las instituciones/laboratorios.

Servicio	Constantemente	Ocasionalmente	Nunca
Electricidad	10%	90%	0%
Agua	35%	55%	10%
Internet	45%	45%	10%

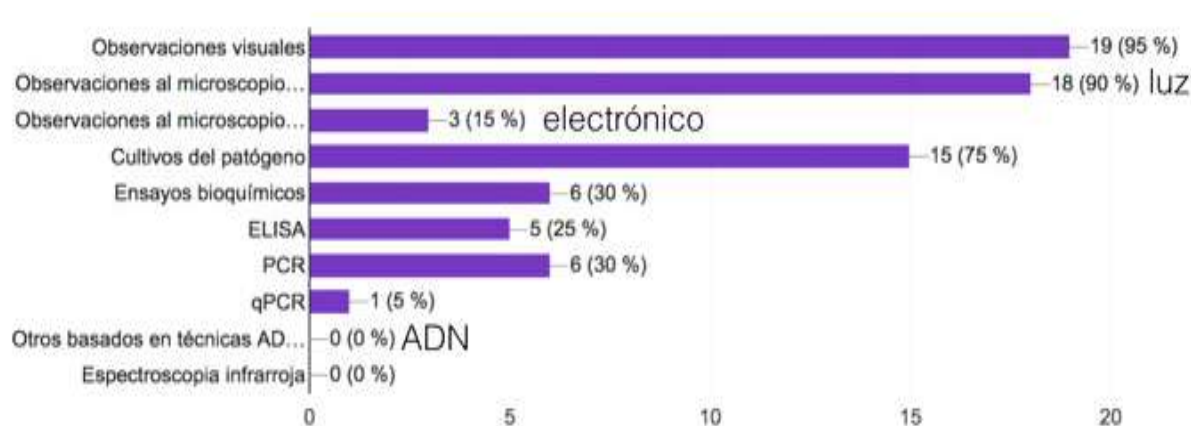


Figura 4. Técnicas utilizadas frecuentemente para el diagnóstico de fitopatógenos en los laboratorios encuestados.

las enfermedades emergentes en los cultivos, como es el caso reciente de la identificación en pocos días de la destructiva enfermedad emergente conocida como “tizón del trigo” que devastó 15 000 ha de trigo en Bangladesh en el 2016 (Kamoun *et al.*, 2019).

Como se desprende de las respuestas, no contamos en Venezuela con equipos de secuenciación masiva disponibles para la caracterización de patógenos emergentes. Solo algunos laboratorios están dotados con termocicladores para detectar fitopatógenos por PCR, sin embargo, la mayoría de ellos no están operativos (Figura 5), y no hay posibilidades de realizar revisiones (servicio técnico) por falta de recursos. Esta situación es válida también para los microscopios electrónicos, lectores de ELISA, computadoras, etc.

El equipamiento básico con que cuentan los laboratorios es escaso (Cuadro 5). No hay capacidad de almacenamiento en frío, proceso vital para la conservación de muestras y reactivos que requieran congelación. Esto es especialmente grave para los laboratorios que trabajan en biología molecular, ya que las enzimas, estuches de clonaje, etc, requieren cadenas de frío. La movilización para vigilancia epidemiológica se imposibilita dada la falta de inversión en el mantenimiento/adquisición de vehículos, a lo que se suma la grave crisis de escasez de gasolina en curso. Derivado de la imposibilidad de contar con vehículos, se limita el acceso a muestras de campo (Cuadro 6).

Otro grave problema es la poca o nula capacidad para adquirir reactivos y consumibles. Los pocos recursos que manejan los laboratorios sumado a la burocracia impiden cualquier compra a través de la administración pública, por lo que algunos laboratorios tienen algún porcentaje de operatividad gracias a donaciones de colegas científicos en el exterior (Figura 6). Las restricciones económicas también impiden hacer uso de servicios de secuenciación de ADN (Cuadro 6), ya que la contratación de tales servicios debe pagarse en dólares, y la gran mayoría de las instituciones no tiene acceso a divisas desde el año 2015.

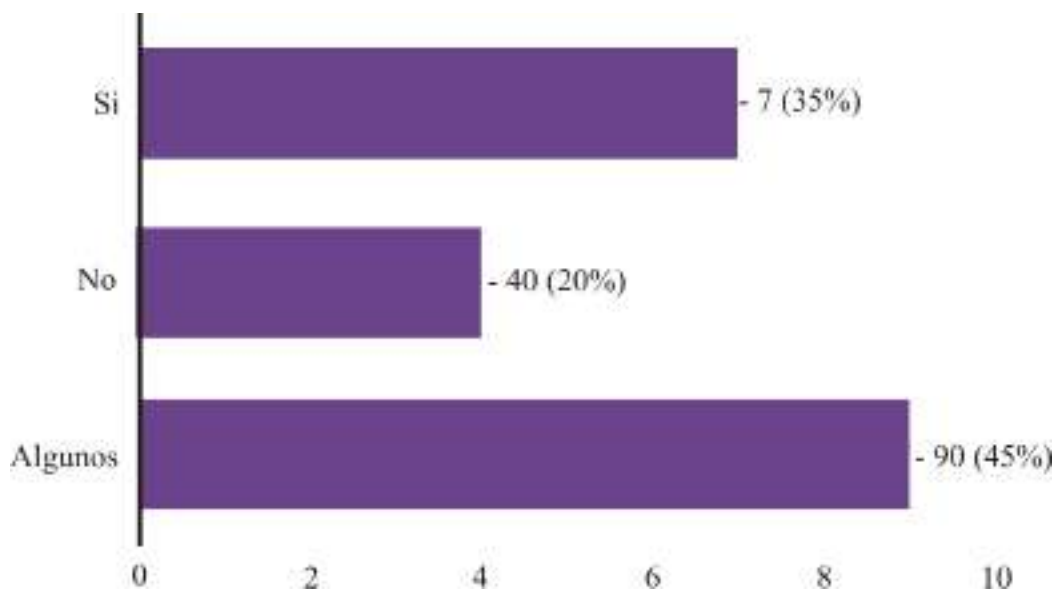


Figura 5. Porcentaje de operatividad de equipos básicos para el diagnóstico.

Cuadro 5. Disponibilidad de equipamiento básico para el diagnóstico de fitopatógenos en las instituciones/laboratorios.

Equipos	Si	No	No operativos
Congeladores (-20°C)	25%	70%	15%
Congeladores (-80°C)	25%	55%	20%
Neveras (4°C)	65%	15%	20%
Umbráculos	15%	85%	-
Vehículos	10%	90%	-

Cuadro 6. Disponibilidad de otros requerimientos básicos

Requerimientos	Si	No	Ocasionalmente
Acceso a muestras de campo	45%	5%	60%
Acceso a servicios de secuenciación y análisis bioinformáticos	15%	75%	10%

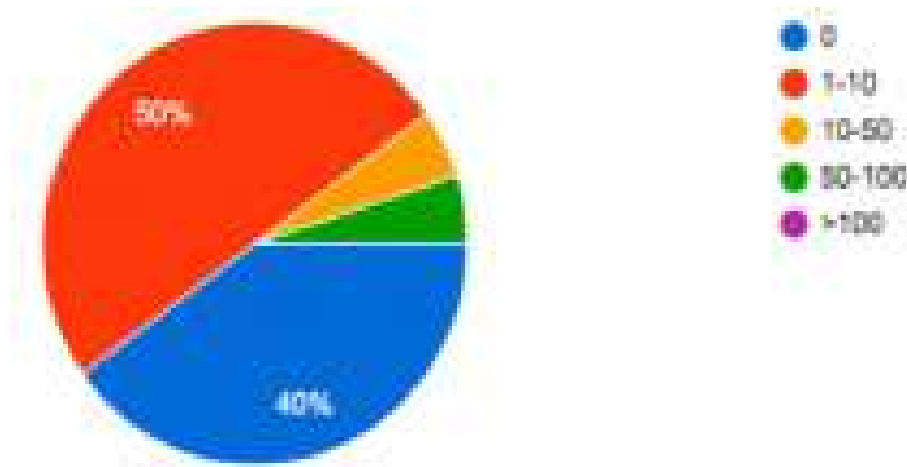


Figura 6. Porcentaje de muestras

El 85% de los laboratorios no cuenta con colecciones biológicas en sus especialidades (Figura 7). La colección almacenada representa un porcentaje ínfimo con respecto a la gran diversidad de virus, bacterias, hongos y viroides que han sido reportados en el país (Figura 8). Esto impide el uso de controles positivos y negativos para realizar el diagnóstico, por lo que resulta un insumo indispensable. La mayoría de las colecciones se han perdido por falta de capacidad de almacenamiento a -20 y/o -80 °C. Es obligatorio curar una nueva colección de material vegetal infectado y/o cultivos, fitopatógenos purificados, etc.

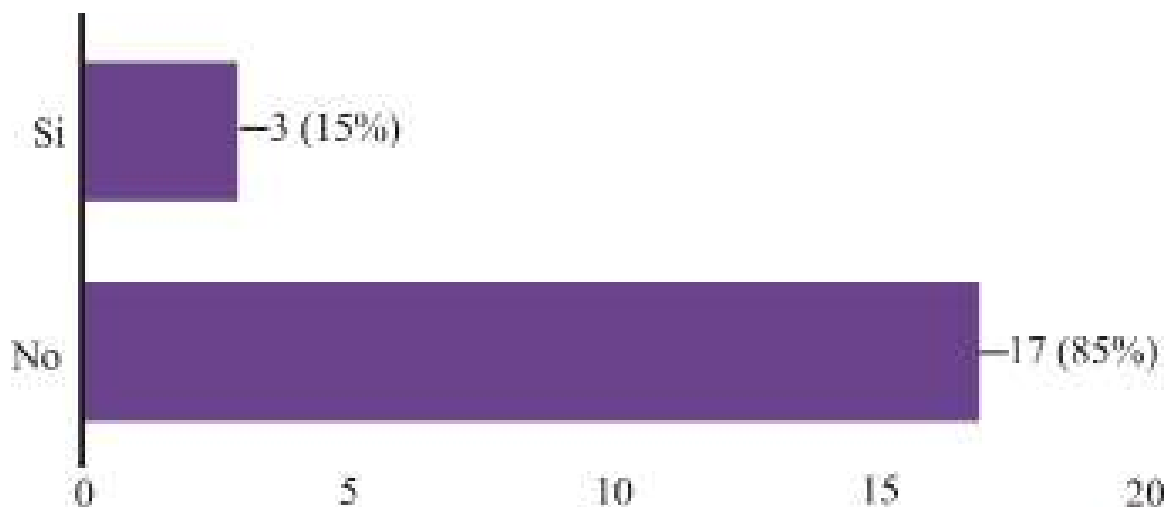


Figura 7. Porcentaje de laboratorios que mantienen colecciones biológicas.

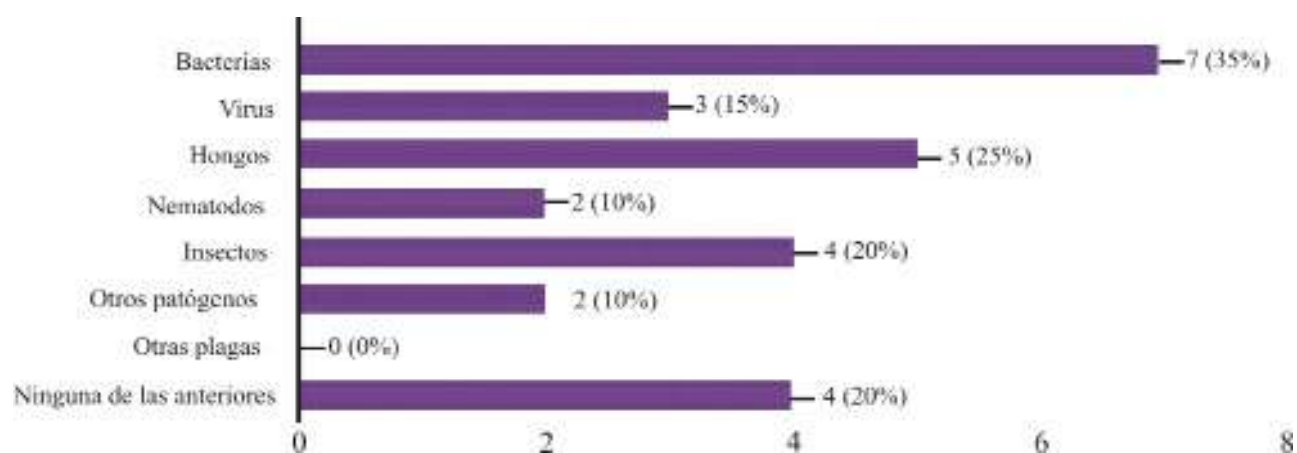


Figura 8. Porcentaje de colecciones biológicas (material vegetal infectado con fitopatógenos, cultivos o microorganismos purificados).

Solo un pequeño porcentaje de laboratorios (15%) cuenta con un stock de anticuerpos y material vegetal infectado, lo cual coloca al sistema de diagnóstico nacional en desventaja. Es clara la falta de conectividad entre los laboratorios de la red de diagnóstico, más aun, no existen archivos digitalizados en el sitio web del INSAI disponibles para ubicar la distribución de determinadas plagas y enfermedades.

Las figuras relacionadas con el financiamiento dibujan la realidad de los laboratorios de diagnóstico y explican la inoperatividad y abandono del sistema de sanidad vegetal (Figura 9). Los pocos bolívares que se aprueban son insuficientes para dotar al sistema, y se devalúan rápidamente, además de la ineficacia de los departamentos de compras en las instituciones, lo cual imposibilita cualquier gestión. Aunado a esto, debemos enfrentar la situación general de inseguridad por el abandono de las instalaciones, que afecta aún más el desempeño de los encuestados en sus respectivos laboratorios.



Figura 9. Porcentaje de laboratorios con financiamiento y fuentes de financiamiento de los laboratorios durante el periodo encuestado.

Los principales obstáculos para la ejecución de fondos declarados por los encuestados fueron:

- 1) Burocráticos (mala gestión de la dirección institucional).
- 2) No pueden ser administrados a criterio del investigador.
- 3) Falta de ofertas (convocatorias) para proyectos.
- 4) Empresas sin RNC e imposibilidad de importar insumos y reactivos.
- 5) Desembolsos a destiempo.
- 6) El procedimiento en el área de compras de la institución es muy lento y no se ejecuta a tiempo. Los costos de los recursos no se ajustan a los presupuestos que se financian en el área pública. Los precios varían rápidamente y es difícil mantener al día los presupuestos en la moneda local.
- 7) No se disponen de cuentas institucionales que permitan ejecutar los recursos en forma fluida.
- 8) La inestabilidad del mercado.
- 9) El Director aún no posee firma bancaria conjunta con administradora.
- 10) Devaluación de la moneda local.
- 11) Ausencia de asignación de presupuesto desde 2015.

CONSIDERACIONES FINALES

En esta sección, los participantes añadieron otras situaciones no planteadas en la encuesta que, según su criterio, dificulta la investigación en diagnóstico de fitopatógenos en la actualidad (respuestas extraídas directamente de las encuestas):

- 1) Dificultad de personal técnico especializado en mantenimiento y reparación de equipos de refrigeración y de laboratorios.
- 2) Sin agua y sin insumos, nos resulta casi imposible el procesamiento de muestras para análisis nematológico.
- 3) La inseguridad y robo constante.
- 4) Deterioro muy marcado de la infraestructura sobre todo filtraciones en techos y paredes, y no se disponen de los recursos para solventar esta situación. Inseguridad lo cual trae como consecuencia una alta frecuencia de robos continuos de cableado eléctrico, unidades de acondicionadores de aire, desvalijamiento de equipos.
- 5) Falta de divisas, factores políticos impiden acceso a muestras estratégicas.
- 6) Falta de recursos ordinarios en la institución para poder laborar.
- 7) La crisis económica e Institucional de Venezuela permitió que la asignación de recursos para la investigación fuese cada vez menor deteriorando así las instalaciones y abandonando el servicio de diagnóstico fitosanitario que se prestaba a los agricultores, eso trajo como consecuencia la reducción de las solicitudes de los estudiantes de pregrado y postgrado a la realización de tesis, establecimiento de ensayos de investigación, generación de artículos científicos, la continuidad de la formación del personal de investigación del laboratorio en la asistencia a foros, congresos, entre otros. Aunado a lo expuesto anteriormente se suma el desmantelamiento de las instalaciones debido a la inseguridad y, las fallas continuas de los servicios públicos como agua, electricidad, transporte, además de salarios muy bajos para los investigadores. Todo esto ha generado un impacto negativo en el diagnóstico fitosanitario que se debe prestar al sector primario del país, para garantizar la sanidad vegetal de los cultivos incrementando los rendimientos y, así garantizar la seguridad alimentaria del país.
- 8) Falta de asignación de prioridades a la necesidad de diagnóstico fitosanitario. No hay flexibilidad para establecer asociaciones estratégicas con entidades privadas para formular proyectos, captar fondos y ejecutarlos en situaciones específicas que han resultado críticas para la agricultura nacional (caso HLB en cítricos, caso Foc R4T en bananos), o ignorar la necesidad de desarrollar capacidades preventivas para el desarrollo de fortalezas de diagnóstico en puntos de ingreso al país, o metodología de diagnóstico para ejecutar programas de vigilancia epidemiológica, o fortalecer las capacidades operativas del INSAI.
- 9) Los constantes hurtos del cableado, tuberías, equipos acondicionadores de aire, neveras, techo, equipos y materiales y hasta el material vivo infectado dificultan el diagnóstico
- 10) El laboratorio tiene daños en el techo que deterioraron las paredes y presenta humedad y hongos, se corre riesgo de corto circuito. No hay financiamiento. Poco personal. Ausencia de director.
- 11) Falta de talento en el área.

Perspectivas y oportunidades en el sistema de diagnóstico de fitopatógenos

El desarrollo de una iniciativa de rescate del sistema nacional de sanidad vegetal en Venezuela

debe superar varios escollos en tres áreas críticas: la captación y formación de recursos humanos, la dotación y modernización de los laboratorios y el suministro de servicios básicos. Sin embargo, es urgente emprender algunas acciones que permitan proteger nuestros cultivos de las amenazas de enfermedades emergentes.

La inversión en capital humano es prioritaria, ya que la fuga de talentos del personal capacitado en el diagnóstico y en especialistas en manejo de enfermedades ligados directamente a los productores, ha erosionado nuestras competencias para la identificación y control de fitopatógenos. Los programas en fitopatología de las licenciaturas de agronomía deben enfatizar el entrenamiento en fitopatología aplicada, con una base sólida en biología molecular y bioinformática. Es importante ubicar a los fitopatólogos de la diáspora e intentar crear o utilizar mecanismos de financiamiento que les permitan recibir a nuestros estudiantes para realizar entrenamientos en las técnicas actuales de metagenómica y análisis de data. Una opción real son las convocatorias a pasantías de 3 a 6 meses que realiza ONU-BIOLAC para estudiantes de América Latina y el Caribe, con la finalidad de entrenarse en el área de secuenciación de nueva generación de enfermedades emergentes (<https://biolac.unu.edu/en/news/announcements/call-for-applications-fellowship-member-programme.html>). Otra organización que financia cursos en diagnóstico molecular de fitopatógenos emergentes es OIRSA (Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria, oirsa.org). Existen en la actualidad muchas otras opciones de entrenamientos que deben ser exploradas y colocadas en algún sitio web o red social creada con el fin de divulgar las oportunidades en la ciencia del diagnóstico, hospedada por alguna institución interesada. Otra iniciativa muy importante para retener al talento humano sería corregir los sueldos de los investigadores y técnicos dedicados al diagnóstico.

En relación a la inversión en tecnología y redes, existen mecanismos que pudieran ser explorados y que permitirían llenar los vacíos que existen actualmente. Por ejemplo, en comunidades de zonas rurales de América Central y muchos países de África, se han puesto en funcionamiento Clínicas de Plantas, atendido por especialistas entrenados en el diagnóstico de enfermedades. Estas Clínicas han sido financiadas enteramente por Global Plant Clinic of CABI (Centre for Agricultural Bioscience International), y debido a su éxito en el acompañamiento de los campesinos en la vigilancia de enfermedades, han sido incorporadas a los sistemas nacionales de sanidad vegetal (Danielsen and Matsiko, 2020). Es crucial identificar asociaciones estratégicas de financiamiento a través de fondos públicos y/o privados (cámara de comercio, Fundación Polar, Fundación Bigott, Asociaciones de Productores, IICA, etc.) que puedan sumarse al esfuerzo de rescatar la infraestructura de los laboratorios y adquirir equipos e insumos para reactivar la investigación. En el pasado (2007), una asociación entre el Banco Interamericano de Desarrollo (BID) y el Fondo Nacional de Ciencia y Tecnología permitió el financiamiento de numerosos proyectos de investigación en el área de biotecnología, modernizando los laboratorios y creando redes de investigación en diagnóstico de virus de plantas (Marys, 2007). En tal sentido, la organización EUPHRESKO ofrece financiamientos a proyectos de investigación en diagnóstico de fitopatógenos (<https://www.euphresco.net/>). De manera que sería lógico redactar una serie de proyectos con la finalidad de adquirir neveras y congeladores, computadoras, secuenciadores de nueva generación, vehículos, insumos, reactivos y demás elementos necesarios para rescatar y/o fortalecer los laboratorios y someterlos a la consideración de estas agencias. Otra agencia que pudiera potencialmente financiar proyectos para fortalecimiento es CGIAR a través de sus programas estratégicos de inversión prospectiva ([file://localhost/\(https://www.cgiar.org/researchinvestment-prospectus:\)](https://localhost/(https://www.cgiar.org/researchinvestment-prospectus:))). A corto plazo, sería interesante lograr impulsar las reuniones y congresos de la Sociedad Venezolana de Fitopatología, lugar de encuentros entre fitopatólogos, estudiantes y productores nacionales, gravemente debilitada por falta de financiamiento desde 2017.

Es importante señalar que mientras no tengamos capacidades para identificar y diagnosticar fitopatógenos emergentes, ponemos en riesgo no solo nuestros cultivos, sino que amenazamos la seguridad de los cultivos en la región, ya que tampoco tendremos la capacidad de contener y manejar las enfermedades. Al respecto nos han contactado tanto las organizaciones de protección vegetal de países vecinos, como los institutos de investigación en diagnóstico y prevención (por ejemplo, CIAT en Colombia, EMPBRAPA en Brazil, CIP en Perú), expresando total apoyo a colaboraciones de investigación, pasantías de investigación y compra y envío de reactivos. Por consiguiente, tal interés debe ser debidamente canalizado para lograr concretar puntos específicos de colaboración, según la importancia de los cultivos amenazados. Un punto clave es la urgente necesidad de modernización tecnológica del INSAI. Toda la data relacionada con la ocurrencia de fitopatógenos en el país debe ser colectada, digitalizada y disponible para acceso público.

Por otro lado, se necesita el compromiso de los investigadores que aun quedamos en el país para formar a través de cursos y talleres nuevos talentos en diagnóstico de fitopatógenos. En tal sentido, hemos conformado un clúster de trabajo en torno a la “Detección Molecular de Fitopatógenos Emergentes y Seguridad Alimentaria en Venezuela”, que agrupa a los fitopatólogos de los principales laboratorios que trabajan en el área de biología molecular y caracterización de virus, hongos y bacterias, alrededor del Laboratorio de Biotecnología y Virología Vegetal del IVIC, y del laboratorio de Bacterias Fitopatógenas ubicado en el campus UCV, Maracay, que cuentan en la actualidad con una dotación de equipos y reactivos mínima que pudieran apoyar la identificación molecular de los patógenos que amenazan la productividad de los rubros agrícolas más importantes en la dieta de la población. El primer reto del clúster de trabajo fue la detección e identificación por PCR y secuenciación de la bacteria que causa el HLB en cítricos en 2017, la cual fue realizada gracias a donación de cebadores específicos para amplificar genes de la bacteria *Candidatus liberibacter asiaticus* hecha por el Dr. Francisco Ochoa-Corona (Ocklahoma State University, USA) y una serie de reactivos (enzimas, dNTPs,) e insumos (tubos para PCR, guantes) adquiridos por IICA Venezuela. A partir de este resultado, el INSAI informo al IPPC la presencia de la bacteria en el país (Marys et al., 2021) y elaboró las alarmas y alertas correspondientes. La segunda actividad que nos hemos planteado es la determinación molecular de las razas o cepas de Foc, Moko y Sigatoka negra en Venezuela, dada la importancia de estos patógenos para la producción bananera del país y de la región (LAC). Este análisis permitirá entre otros resultados, informar a las autoridades respectivas la presencia o no de Foc R4T en el país, con el fin de que se activen las alertas y alarmas fitosanitarias correspondientes. Como respaldo a esta iniciativa, fuimos invitados a participar junto al INSAI y la Red Venezolana de Musáceas (MUSAVEN) a un Seminario organizado por OIRSA denominado “Situación fitosanitaria de las musáceas y estrategias de prevención de la marchitez por fusariosis raza 4 tropical (Foc R4T) en Venezuela”, el pasado 26 de mayo de 2021. Como resultado de esta interacción, OIRSA envió kits de diagnóstico de Foc RT4 para PCR en tiempo real. Estas actividades del clúster de trabajo en fitopatógenos emergentes demuestran que hay cierta capacidad instalada en estos dos laboratorios de diagnóstico para dar respuestas rápidas a la emergencia de enfermedades en cultivos de importancia en agroalimentación, y que pueden servir de base operacional mientras se logra reforzar el sistema de diagnóstico del servicio nacional de sanidad vegetal.

CONCLUSIONES

El servicio nacional de diagnóstico en salud vegetal está debilitado debido a la grave crisis estructural y financiera por la que atraviesa Venezuela. La pandemia global por la COVID-19 ha agravado aún más el abandono del servicio desde marzo de 2020. Entre algunas sugerencias para la

elaboración de un plan de rescate de emergencia del servicio se incluyen:

- 1) La organización de un panel de expertos con representantes de cada especialidad que logren a corto plazo:
 - a) La identificación de todos los laboratorios afiliados a la Red Nacional de Diagnóstico, con nombres y contactos de responsables.
 - b) La configuración de reuniones (virtuales) con la participación de todos estos actores, dirigidas a identificar las necesidades y fortalezas de cada laboratorio.
 - c) La exploración de fuentes de financiamiento (nacionales e internacionales) para el fortalecimiento de las capacidades de diagnóstico.
 - d) La identificación de los principales problemas fitosanitarios en cultivos de interés económico/agroalimentario.
- 2) A mediano y largo plazo: dotación y certificación de los laboratorios asociados al Servicio de Diagnóstico según estándares internacionales (normas IPPC).

Para el éxito en la implementación operativa de estas estrategias, es fundamental contar con mecanismos de manejo de dificultades y retos que enfrenta el país como son las fallas en el suministro de electricidad, agua, combustible y conexión a internet.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Bourke, P. 1964. Emergence of potato blight. 1943-46. *Nature* 203: 805–808. Available in: <https://doi.org/10.1038/203805a0> (accessed Julio 11, 2021).
- Brownlie, J.; C. Peckham; J. Waage; M. Woolhouse; C. Lyall. 2006. *Foresight. Infectious Diseases: Preparing for the Future-Future Threats*. London: Office of Science and Innovation. Available in DOI: 10.1126/science.1129134 (accessed Julio 12, 2021).
- Danielsen, S.; F. Matsiko. 2010. Plant clinics must take root in poor countries. *SciDevNet* Available at <https://www.scidev.net/global/opinions/plant-clinics-must-take-root-in-poor-countries/>.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2019. *The State of Food and Agriculture 2019: Moving Forward on Food Loss and Waste Reduction* (Food and Agricultural Organization, Rome, Italy, 2019) (accessed Julio 13, 2021).
- García-Bastidas, F.A.; J.C. Quintero-Vargas; M. Ayala-Vasquez; T. Schermer; M.F. Seidl; M. Santos-Paiva; A.M. Noguera; C. Aguilera-Galvez; A. Wittenberg; R. Hofstede; A. Sørensen; G.H.J. Kema. 2019. First report of fusarium wilt tropical race 4 in Cavendish bananas caused by *Fusarium odoratissimum* in Colombia. *Plant Dis* <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-19-1922-PDN> (accessed Julio 11, 2021).
- Hernández, P.; A. Carmona; M.S. Tapia; S. Rivas. 2021. Dismantling of Institutionalization and State Policies as Guarantors of Food Security in Venezuela: Food Safety Implications. *Front. Sustain. Food Syst.* 5:623603. Available in: doi: 10.3389/fsufs.2021.623603 (accessed Julio 11, 2021).

- International Plant Protection Convention (IPPC). 2018. Description of the NPPO from Venezuela-Bolivarian Republic of. Available on line at: <https://www.ippc.int/en/countries/venezuela-bolivarian-republic-of/reportingobligation/1> (Accessed Junio 10, 2021).
- Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral (INSAI). 2008. La institución. Available online at: http://www.insai.gob.ve/?page_id=82 (Accessed Junio 12, 2021).
- Kamoun, S.; N.J. Talbot; M.T. Islam. 2019. Plant health emergencies demand open science: Tackling a cereal killer on the run. *PLoS Biol* 17(6): e3000302. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.3000302> (Accessed Junio 10, 2021).
- Marys, E. 2007. Identification and molecular characterization of virus diseases of economical importance. BIDII-FONACIT. Ministerio para el poder popular de Ciencia y Tecnología.
- Miller, S.A.; F.D. Beed; C.L. Harmon. 2009. Plant disease diagnostic capabilities and networks. *Annu. Rev. Phytopathol.* 47:15–38. Available online at 10.1146/annurev-phyto-080508-081743. (accessed Julio 11, 2021).
- Piombo, E.; A. Abdelfattah; S. Droby; M. Wisniewski; M. Spadaro; L. Schena. 2021. Metagenomics Approaches for the Detection and Surveillance of Emerging and Recurrent Plant Pathogens. *Microorganisms.* 9:188. Available in: <https://doi.org/10.3390/microorganisms9010188>.
- Ristaino, J.; P. Anderson; D. Bebber; K. Brauman; N. Cunniffe; N. Fedoroff; C. Finegold; K. Garrett; C. Gilligan; C. Jones; M. Martin; G. MacDonald; P. Neenan; A. Records; D. Schmale; L. Tateosian; Q. Wei. 2021. The persistent threat of emerging plant disease pandemics to global food security. *Proceedings of the National Academy of Sciences.* 118 (23) e2022239118; Available in DOI: 10.1073/pnas.2022239118 (accessed Julio 12, 2021).
- Savary, S.; L. Willocquet; S.J. Pethybridge; P. Esker; N. McRoberts; A. Nelson. 2019. The global burden of pathogens and pests on major food crops. *Nat. Ecol. Evol.* 3: 430–439. Available at: <https://doi.org/10.1038/s41559-018-0793-y> (accessed Julio 13, 2021), 2020).
- Sheldrake, R.; M. Williams; R. Turner. 2003. Developing a world class plant pathology diagnostics network. <http://www.planthealthaustralia.com.au> (accessed Julio 11, 2021).
- Sieff, K. 2019. The migration problem is a coffee problem. *Washington Post*, 11 June 2019. <https://www.washingtonpost.com/world/2019/06/11/falling-coffee-prices-drive-guatemalan-migration-united-states/>. (accessed Julio 11, 2021).
- Stack, J.P.; K. Cardwell; R. Hammerschmidt; J. Byrne; R. Loria R. 2006. The national plant diagnostic network. *Plant Dis.* 90: 128-136.
- Xin, J.; L. Buss; C.L. Harmon; P. Vergot; M.S. Frank; W.J. Lester. 2018. Plant and Pest Diagnosis and Identification through DDIS. *UF IFAS Vol 2018 N, 2.* Available in: DOI: 10.32473/edis-ae225-2018.
- Zlof, V.; I.M. Smith; D.G. McNamara. 2000. Protocols for the diagnosis of quarantine pests. *EPPO Bull.* 30: 361–363. Available in: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2338.2000.tb00911.x> (Accessed Junio 10, 2021).

Industria de agroinsumos en la producción vegetal venezolana

Irene J. Aquino M.

Ing. Agrónomo. Gerente Ejecutiva de la Asociación de Formuladores y Distribuidores de Agroinsumos (AFODISA), Secretaria del Comité Técnico de Normalización Agroquímica (CT39) -Venezuela Vicepresidente del Subcomité de Plaguicidas (SC1) del CT39. Venezuela, Apdo. 4579. Maracay, 2101, Aragua, Venezuela.

RESUMEN

Este trabajo busca reflejar la evolución cronológica de la Industria de Agroinsumos en Venezuela a raíz de la llegada de la era petrolera, involucrando así tanto la industria de semillas, plaguicidas, como a la industria nacional de fertilizantes. Se hace énfasis en lo trascendental de la participación de emigrantes en el desarrollo de la misma. La conformación de gremios de este sector ha permitido mejor vinculación con los entes públicos y aportes al desarrollo del Sistema Agroalimentario Venezolano. Esta industria es el resultado de los modelos tecnológicos industriales que se adoptaron en el siglo XX, especialmente los surgidos de la “revolución verde” y es un sector que cumple con las legislaciones respectivas. Al mismo se incorpora recientemente la industria productora de insumos biológicos, basada en investigación científica nacional. La industria de agroinsumos en Venezuela se está viendo seriamente afectada, desde hace unos 4 años, por el comercio ilegal de productos que se practica cada vez más evidentemente, recrudesciéndose en este año 2022, poniendo en riesgo la inocuidad de los alimentos que llega al consumidor final.

Palabras clave: Agroinsumos, bioinsumos, comercio ilegal, fertilizantes, plaguicidas, semillas.

Agro-inputs industry in Venezuelan plant production

ABSTRACT

This work seeks to reflect the chronological evolution of the Agro-Inputs Industry in Venezuela after the arrival of the oil era, involving both the seed and pesticide industries, as well as the national fertilizer industry. Emphasis is made on the importance of the participation of emigrants in its development. The formation of associations in this sector has allowed better linkage with public entities and contributions to the development of the Venezuelan Agri-Food System. This industry is the result of the industrial

*Autor de correspondencia: Irene Aquino

E-mail: irenejaquinom@gmail.com

technological models adopted in the 20th century, especially those arising from the “green revolution”, and it is a sector that complies with the respective legislations. The biological inputs industry, based on national scientific research, has recently been incorporated to this sector. The agro-inputs industry in Venezuela has been seriously affected, for the last 4 years, by the illegal trade of products that is being practiced more and more evidently, intensifying in this year 2022, putting at risk the safety of the food that reaches the final consumer.

Key words: Agro-inputs, bio-inputs, illegal trade, fertilizers, pesticides, seeds.

HISTORIA

Para escribir sobre la industria de agroinsumos en Venezuela hay que recordar sobre el ámbito económico, político, social y financiero del país, donde luego de décadas de luchas, en las guerras por la Independencia y la Federal, la población venezolana fue mermada y solo tras la llegada de la era petrolera, se incorporan a la producción las tierras agrícolas.

A partir de la década de los años 30's del siglo XX, cuando el petróleo deja sentir su influencia en la economía del país, ocurren grandes transformaciones cuyo efecto sobre la producción de alimentos y sobre la seguridad alimentaria es notoria (Montilla, 1998).

La protección sanitaria de la población mejora a raíz de la campaña antimalárica (iniciada en 1934) y antituberculosis, desarrollada intensivamente durante los períodos gubernamentales posteriores a la muerte de Gómez (1935). Esto permitió un aumento demográfico que indujo que la demanda de alimentos y otras materias primas agrícolas se multiplicara por el incremento poblacional y por el drástico aumento de la capacidad de compra de los habitantes, gracias al dinero que se percibe en ese entonces por las exportaciones petroleras (Montilla, 1998).

Se incorporaron grandes extensiones de suelos al territorio agrícola, especialmente en los llanos, aumentando la demanda de mano de obra, por lo cual, entre finales de los 30's y comienzos de los 40's, se da una gran apertura a los inmigrantes, en su mayoría procedentes de Europa, para que aportasen al desarrollo y expansión agropecuaria en Venezuela.

Hablar de la industria de agroinsumos en Venezuela es recordar más de 70 años, donde hacia finales de los años 50's se establecieron empresas de servicio y de producción de semillas y plaguicidas, al igual que la industria estatal nacional de fertilizantes. Algunas de ellas iniciadas por emprendedores formados en el sector agrícola, como es el caso de la “Fundación Servicio Shell para el Agricultor”, de la que se derivó posteriormente FUSAGRI (Fundación Servicio para el Agricultor), así mismo se constituyeron comercializadoras y formuladoras de agroquímicos y productoras de semillas, algunas inicialmente de carácter familiar, a las que más recientemente se han añadido empresas de agroinsumos biológicos.

La industria nacional de fertilizantes

A la par del desarrollo de la industria petrolera, se inicia la industria nacional de fertilizantes con la fundación del Instituto Venezolano de Petroquímica (IVP) en el año 1956, que nace como organismo autónomo, adscrito al Ministerio de Minas e Hidrocarburos de ese entonces, propiciándose así el uso de fertilizantes en el país, en un principio importados, hasta el año 1961, cuando se inicia

formalmente la producción de este insumo en Venezuela, con la puesta en funcionamiento de las plantas del Complejo Morón, en el estado Carabobo (Palmaven S.A., 1986).

A finales de 1977, el Ejecutivo Nacional declaró al IVP en proceso de reorganización y luego en marzo de 1978, pasa a ser filial de Petróleos de Venezuela (PDVSA), con el nombre de Petroquímica de Venezuela (Pequiven). Paralelamente al proceso de reorganización del IVP, se crea el 16 de Noviembre de 1977 la venezolana de Fertilizantes, C.A. (Venferca), para distribuir y comercializar los fertilizantes nacionales, comprándole a Pequiven su producción, además de importar los fertilizantes faltantes (Palmaven S.A., 1986).

A partir del 21 de diciembre de 1981, se le designa a Pequiven la responsabilidad de la comercialización y distribución de los fertilizantes para el mercado nacional, a través de su empresa filial Palmaven, S.A. (Palmaven S.A., 1986).

Ya para el año 1988, Palmaven como filial directa de PDVSA, continúa con la comercialización y distribución de los fertilizantes. Posteriormente Pequiven, en el año 1997, retoma la comercialización y distribución de estos productos.

Por los años 90's, a raíz del apoyo tecnológico prestado por PALMAVEN a sus distribuidores en el ámbito de mezclas de fertilizantes, Semillas Flor de Aragua (SEFLOARCA) crea FERBASA, ubicada en la carretera nacional Villa de Cura-Cagua, estado Aragua. En el estado Lara, en las adyacencias del río Turbio, se funda Fertilizantes del Turbio, C.A. (FERTURCA) y en Morón, estado Carabobo, Fertilizantes del Centro, C.A. (FERCENTRO, C.A.). Por esos años, debido a cambios en las políticas de Estado, se permite la apertura de empresas que comercializan fertilizantes importados tales como Hydro Agri y Barco Vikingo.

El 14 de Agosto de 1990, se funda el Complejo Industrial Petroquímico General de División José Antonio Anzoátegui, situado entre las poblaciones de Píritu y Barcelona, estado Anzoátegui, desde donde inicia operaciones, en el año 1998, la planta para producir urea para exportación, a través de Fertinitro. Posteriormente en el año 2003, se crea AGROMARKETING, con sede en Valencia, estado Carabobo, empresa que con el apoyo de Tripoliven, inicia operaciones con fertilizantes a base de fosfatados.

La industria de semillas en Venezuela

Muchos de los inmigrantes se establecieron en la zona centro norte costera del país y con sus conocimientos dieron pie al establecimiento de empresas de agroinsumos. Así tenemos que españoles provenientes de las Islas Canarias, italianos y portugueses, establecieron y desarrollaron empresas de distribución de agroquímicos y semilleras, entre otros insumos, hacia finales de los 50's, tal fue el caso de AGROISLEÑA, en el año 1958, en Cagua estado Aragua y PROSECA, la primera planta de semillas en el país, que fue propiedad de Eugenio Mendoza, establecida en Flor Amarillo, estado Carabobo.

Posteriormente, se fueron desarrollando otras en la década de los 60's, como SEMILLAS ARAGUA, C.A. (SEMARA, C.A.) en el año 1967, con casa matriz en Maracay y planta procesadora de semillas en Tocarón, estado Aragua. Otras, específicamente como empresas nacionales de semillas, desarrolladas en los años 70's, fueron Semillas Flor de Aragua (SEFLOARCA) en el año 1970, en Villa de Cura, estado Aragua; Procesadora de Semillas Venezuela, C.A. (PROSEVENCA)

en 1975, en la Encrucijada, estado Aragua; Semillas Nacionales, C.A. (SEMINACA) en Magdaleno, estado Carabobo; Semillas Híbridas Venezolanas, C.A. (SEHIVECA), con planta en Cagua, estado Aragua y posteriormente SEMILLAS ARAGUANEY, con planta en Mucura I, estado Aragua; las cuales conformaron más tarde la Cámara Nacional de Productores de Semillas (CANAPROSEM), a inicios de la década de los 80's. Posteriormente llegan al país empresas semilleras transnacionales como SEMILLAS PIONEER DE VENEZUELA, C.A. y SEMILLAS CARGILL, entre otras.

A partir de los años 80's entran al mercado venezolano otras empresas de semillas, en este caso importadoras, sobre todo de semillas de hortalizas, tales como SEMILLAS MAGNA (1987), Semillas Valera, C.A. (SEMIVALCA) y Representaciones BRIMPORT SEED, C.A., entre otras. Posteriormente se agrupan como asociación en el año 1997, bajo la denominación de Asociación Venezolana de Empresas Semilleras (AVESEM), que promueve el uso de semillas de calidad.

Legislación sobre semillas

A partir de 1940, cuando surgen en Venezuela los primeros cultivares de maíz, caraota, algodón, etc., el Ministerio de Agricultura y Cría (MAC), estimula la producción de semilla informal para promover el uso de dichos cultivares y se le denominó semilla de tipo "promocional" para estimular al agricultor a mejorar su competitividad. El manejo de este tipo de semillas, funcionó bien hasta aproximadamente inicios de los años 50's, donde por el aumento de superficie de siembra, comenzaron demandas mayores de semilla, en la búsqueda de mejor manejo agronómico, para potenciar la productividad de los cultivos.

El inicio formal de la producción de semillas en Venezuela, a partir de mejoramiento genético, comienza en 1961, cuando el MAC establece la Resolución Reglamentaria N° 71, donde se dan las instrucciones para la producción de semillas certificadas de unos 6 cultivos, entre ellos: arroz, maíz, caraota, frijol y algodón. Esa resolución normó, como legislación de semillas, hasta 1986, cuando se crea formalmente el Servicio Nacional de Semillas (SENASEM), en el MAC, a cargo para ese entonces del ministro Gómez Álvarez, con la Resolución Reglamentaria 159, ampliando con esta nueva norma la certificación de cultivos, de 6 a 11.

Luego hacia los años 90's, nos adherimos a la Comunidad Andina de Naciones (CAN) con la resolución 345, para crear la "protección intelectual de cultivares", firmado por el presidente de la república, para ese entonces Rafael Caldera. La misma estuvo vigente hasta la desarticulación del SENASEM, aproximadamente a inicio del siglo XXI, con la entrada del gobierno de Hugo R. Chávez F. Dicho gobierno posteriormente promulga la primera ley de semillas llamada "Ley de semillas, materiales biológicos y reproducción" en el 2001, la cual no se implementó por tener muchas controversias técnicas y luego fue derogada, promulgándose en el 2015 la nueva ley de semillas, donde hacen mucho énfasis en la producción de semillas en manos de pequeños agricultores, bajo el "esquema comunitario".

La legislación que se mantenía vigente para ese entonces no funcionó, por lo que se crea la ley del 2018, donde se corrigen las fallas de la ley del 2015, naciendo además su acompañamiento oficial como lo es la Comisión Nacional de Semillas (CONASEM), la cual es posteriormente sustituida por el Consejo Nacional de Semillas, con iguales siglas, el cual incluye tanto al sector oficial como al privado. Se crea el subsistema de producción de "semillas autorizadas" que agrupa la semilla obtenida

por pequeños agricultores, indígenas, etc. o sea la “semilla local”, así como también la “semilla común”, todas estas promovidas por la ley. Habrá que desarrollar las normas de calidad para las mismas.

La industria de plaguicidas en Venezuela

A la par del desarrollo del sector agropecuario en Venezuela, creció el interés de las empresas transnacionales de agroquímicos, viendo con buenos ojos el establecimiento de sus plantas en suelo venezolano, para desarrollar tecnologías apropiadas a este entorno agrícola. Algunas de las primeras empresas transnacionales establecidas fueron Pensal Comanil, hacia los años 50's, empresa mixta (capital extranjero y venezolano) que luego pasará a llamarse Penco Comanil, con planta en Maracay, estado Aragua. Se estimula así la empresa nacional de agroquímicos fundándose en el año 1969, Industria Química de Portuguesa (INQUIPORT), con planta formuladora de agroquímicos en Acarigua, estado Portuguesa. Luego hacia los años 70's, otras como Insecticidas Internacionales, C.A. (INICA) y PROYEFA, vinculadas a AGROISLEÑA, con plantas en Cagua, estado Aragua, así como SEFLOARCA, también establecen planta de agroquímicos en Villa de Cura, estado Aragua.

Más tarde, sobre finales de los 70's principios de los 80's, CIBA GEIGY con planta en La Victoria, estado Aragua; BASF con planta en la Encrucijada, estado Aragua; ELI LILLY Co., en Maracay, estado Aragua; BAYER, con sede en Caracas y planta en Maracay; RHONE POULENC; DOW; CYANAMID DE VENEZUELA, C.A. con planta en Guarenas, estado Miranda; PLANTAGRO, compañía distribuidora manejada por Bayer y Shell; ZooAgro, compañía creada por Dow Agrosiences para distribuir sus productos y luego incorpora la distribución de productos de Monsanto.

Adicionalmente, REVEEX AGRÍCOLA, C.A. inicia funcionamiento desde su planta en Maracay, estado Aragua en el año 1990 y AGROCASA, con planta en Tinaco, estado Cojedes, lo hace en el año 1991. Posteriormente se registra POINT VENEZUELA C.A. en el año 1992, cuya casa matriz es Point Americas, con sede en Uruguay.

Otras empresas nacionales que se establecieron y desarrollaron inicialmente como comercializadoras de agroinsumos fueron FINCA AGRO DE VENEZUELA, C. A., en el año 1968 con sede en San Antonio de Los Altos, estado Miranda; AGRICOLA TANAUSU, C.A. en el año 1969, con sede en Cagua, estado Aragua; posteriormente en los 80's otras como ACERINA, C.A. (1981) con sede en Guacara, estado Carabobo, formuladora de plaguicidas y fertilizantes, de los mismos dueños de AGRICOLA TANAUSU, C.A.; CASAGRI DE LARA, C.A. en el año 1993, con sede en Barquisimeto, estado Lara; BIOSERCA (Biocidas y Servicios, C.A.) en el año 1996, con sede en Maracay, estado Aragua, con SEFLOARCA como socio; NUEVA AGROPECUARIA MM, en 1998, con sede en Calabozo, estado Guárico y AGRINOVA, C.A. en el 2002 con sede en Maracay, estado Aragua, entre otras.

La industria de bioinsumos en Venezuela

Con base en la investigación que realizara, para desarrollar una presentación al Ciclo de Encuentros Virtuales IICA-FUSAGRI, llamada “Producción de Bioinsumos en Venezuela, Comercialización, Perspectivas y Oportunidades”, en el marco del seminario “Los Bioinsumos: Estrategia sustentables para el Sistema Agroalimentario Venezolano”, el 29 de Septiembre del 2021, se encontró que en

Venezuela, los primeros intentos para establecer crías masivas de *Trichogramma* fueron iniciadas en la década del 70, por el entomólogo Rafael Navarro, en la Estación Experimental Portuguesa, antiguo Fondo Nacional de Investigaciones Agropecuarias (FONAIAP), para el control de plagas en el cultivo del algodón, principalmente.

Ha sido notoria la participación de la academia tales como la Universidad Central de Venezuela (UCV), Universidad Centro Occidental Lisandro Alvarado (UCLA), Universidad Simón Rodríguez (USR), Universidad de Los Andes (ULA), Universidad Nacional Experimental del Táchira (UNET), Universidad Nacional Experimental Sur del Lago (UNESL), así mismo organizaciones públicas como Grupo Interinstitucional para Uniformación de Metodologías Analíticas (GIUMA), Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIA), antiguo FONAIAP, y otros, lo cual referencia que en Venezuela se cuenta con más de 40 años de investigación, no solo en el área de bioinsumos, sino además en agroinsumos orgánico-mineral y en el área de nanotecnología.

Así mismo, en las entrevistas realizadas a las diferentes empresas de bioinsumos consultadas para tal fin, hay casos de empresas, que a través de sus investigaciones, cambiaron los patrones de producción de agentes fúngicos de biocontrol, superando las metodologías empleadas tradicionalmente en esta área, lo cual ya hoy en día en el 2022, conlleva a ofertar productos en grandes cantidades (Caso de biocontroladores microbianos). De acuerdo a la investigación realizada y a posteriores encuestas ejecutadas, para FUSAGRI, como apoyo a un estudio preliminar que realizara esta institución de las empresas de bioinsumos en Venezuela, así como continuos contactos con empresas de este sector de la producción y con el Instituto Nacional de Sanidad Agrícola Integral (INSAI), se tiene que se cuenta con más de 40 empresas nacionales registradas ante este instituto oficial, pero se estima que existen más de 60 empresas en el país, tanto de insumos biológicos como de orgánico mineral. Actualmente, en septiembre del 2022, el INSAI se encuentra realizando el 1er. Censo Nacional de personas naturales o jurídicas que realizan actividades inherentes a los Insumos Agroecológicos Orgánicos (IAO), que incluye a las empresas de biológicos y realizó esfuerzos en este año 2022 para llevar talleres regionales para la actualización e información de registro de empresas y productos de este sector.

Conformación de gremios

Hacia finales de los años 60's se crea la Asociación de Fabricantes de Productos Químicos Agropecuarios (AFAQUIMA), que agrupó empresas trasnacionales como BAYER, SYNGENTA, MONSANTO, DOWELANCO, RHONE POULENC, HOECHST, BASF, CYANAMID, FMC, y nacionales como AGROISLEÑA, INQUIPORT, S.A., BIOSERCA, AGRINOVA, ROVIMECA, entre otras. Actualmente la asociación cuenta solo con 4 empresas, una de ellas la nacional INQUIPORT, las demás trasnacionales.

Parte de la industria de agroinsumos en Venezuela está representada por la Asociación de Formuladores y Distribuidores de Agroinsumos (AFODISA), fundada en julio del 2004, conformada por empresas nacionales de amplia trayectoria en el sector, con experiencia en investigación, desarrollo y comercialización de productos hasta de más de 50 años, siendo impulsores y gestores de la producción agropecuaria primaria.

Entre las empresas que han pertenecido a esta asociación se tienen a Agrícola Tanausu, C.A., Biological Supplies, C.A. (BISUCA), BIOSERCA, Distribuidora Alvi (DISTALVI), Empresa Nacional de la Siembra Directa, C.A. (ENSIDIRCA), Procesadora de Semillas Venezuela,

C.A. (PROSEVENCA), ROTAM AGRO, ROVIMECA, S.A., Semillas Flor de Aragua (SEFLOARCA), VIMAGRO, C.A., 13XXI, C.A.

Actualmente en esta asociación se cuenta con las siguientes empresas: AGROBIOTECHS, empresa de biológicos, con sede en Caracas, AGROCASA, C.A., CASAGRI DE LARA, C.A., EXCEL Ag. VENEZUELA, C.A., FINCA AGRO DE VENEZUELA, C.A., POINT VENEZUELA, C.A., REVEEX AGRICOLA C.A., NUEVA AGROPECUARIA M.M., C.A., W.P. AGROPECUARIA C.A. y recientemente AGROTOTAL, C.A.

Proveen productos al mercado nacional del sector primario de la producción agropecuaria tales como insecticidas, herbicidas, fungicidas, fertilizantes químicos, orgánicos, biológicos y con nanotecnología; así como también rodenticidas, hormonas y coadyuvantes, además de equipos y algunas maquinarias, siendo de esta forma impulsador de este sector, ya que proveen la materia prima para el inicio de las siembras en el país.

Clasificación de las empresas que conforman AFODISA

Está conformada por agremiados clasificados como:

- 1. Formuladores:** Empresas que cuentan con infraestructura física de plantas formuladoras, con recursos humanos para la manufactura de productos. La producción en este sector depende entre un 80 a 85% de la disponibilidad de materia prima importada.
- 2. Fabricantes:** Empresas que cuentan con infraestructura física, para la fabricación de la molécula del producto que comercializan.
- 3. Importadores:** Empresas que importan producto terminado, bien sea insumos elaborados por otras empresas en el exterior o de sus casas matrices que se encuentran fuera de Venezuela. Algunas poseen representaciones exclusivas de una o varias empresas. A su vez comercializan productos de manufactura nacional, de agremiados o no agremiados.
- 4. Distribuidores:** Empresas que tienen vínculos comerciales con los formuladores, fabricantes y/o importadores, promocionando y vendiendo sus productos en lugares a donde no llegan directamente estos. Se crean así alianzas comerciales entrelazadas.

Para el 2016, empresas de las afiliadas a AFODISA, generaron deudas con los proveedores internacionales, por la falta de disponibilidad de divisas, debido a la no aprobación o autorización en la asignación de las divisas o por el no procesamiento de solicitudes del sector, consignadas ante CENCOEX/CADIVI. Hasta la fecha, estas deudas no han podido ser honradas.

Esta situación indujo la caída de inventarios, tanto de materia prima, como de productos terminados de las empresas y por supuesto, la dificultad para mantener líneas de fabricación y comercialización en algunos productos, porque los proveedores internacionales suspendieron créditos y paralizaron los despachos a las empresas nacionales.

Hasta el 2017, AFODISA contaba con unas 16 empresas, luego debido a la situación política-financiera del país, en diciembre del 2019, pasa a contar con unas 12 empresas agremiadas; sin embargo, hasta la fecha se mantiene activa y cuenta con 10 empresas.

En el 2018, se consolida una **Alianza de Asociaciones de Agroinsumos**, donde participan 4 asociaciones de insumos agropecuarios: AFODISA, AFAQUIMA, AVESEM y la Asociación Venezolana de la Industria de Sanidad Animal (AVISA), buscando de esta forma el fortalecimiento mancomunado de acciones con el entorno, tanto público (ministerios, instituciones, etc.) como privados (Fedegro y asociaciones de productores en general).

De esta forma se desarrollan estrategias sobre acciones mancomunadas, entre ellas, el combate al comercio ilegal de agroinsumos, ya que pasó a ser un flagelo que se inició con el plagio y contrabando de estos productos.

Capacidad instalada de plantas de agroquímicos en Venezuela

De acuerdo a consultas realizadas, hoy día se cuenta con plantas activas con una capacidad instalada para la producción de agroquímicos sobre los 5 700 000 Kilolitros/mes, de los cuales, según fuentes del estado, 2 500 000 kilolitros corresponden a Inica-Agropatria (antes Agroisleña), estimándose entonces que el 56% corresponde a capacidades instaladas de empresas privadas nacionales. Además de contar con empresas de producción con nanotecnología y productos biológicos, acorde con las tecnologías avanzadas a nivel mundial.

Legislación que regula las actividades de fabricación e importación

De acuerdo a la Ley de Salud Agrícola Integral, desde el año 2008, lo relativo a las Prácticas de Manufactura, las Normas de Control de Insumos Agrícolas, así como el Control de actividades, son regidas por esta ley en su Capítulo V (De los Insumos Pecuarios y Agrícolas), en sus artículos 33, 34 y 35, respectivamente. Esta ley fue promulgada y publicada en Gaceta Oficial Extraordinaria, N° 5.890 de fecha 31 de julio de 2008, según Decreto N° 6.129 del 03 de junio del 2008.

Artículo 33. El Ejecutivo Nacional, a través de sus órganos y entes competentes vigilará, controlará e inspeccionará el cumplimiento de las normas técnicas de salud agrícola integral que regulen las actividades de fabricación o elaboración de productos de origen biológico y químico, tales como: medicamentos, cosméticos, plaguicidas de uso agrícola, pecuario, doméstico, de salud pública e industrial, fertilizantes, alimentos para animales, premezclas de vitaminas y minerales, sales mineralizadas, suplemento mineral, suplemento vitamínico, mezcla mineral completa y aditivos.

Artículo 34. El Ejecutivo Nacional, a través de sus órganos y entes competentes, vigilará, controlará e inspeccionará el cumplimiento de las normas técnicas de salud agrícola integral que regulen las actividades y los procedimientos para ejercer el control de los insumos pecuarios y agrícolas, de fabricación en el país para uso local o exportación, así como de los productos importados antes de ser utilizados en el territorio nacional.

Artículo 35. El Ejecutivo Nacional, a través de sus órganos y entes competentes, está facultado para ejercer el control, inspección y fiscalización de los procesos de formulación, producción, investigación, almacenamiento, expendio, comercialización, intercambio, manejo, uso, aplicación, distribución e importación de los productos objeto del Registro Nacional de interesados e interesadas, así como regular todas las actividades que se realicen con ingredientes activos de plaguicidas de efectos nocivos para la salud humana, animal, vegetal, aire, aguas y suelo.

Marco regulatorio

Por la diversidad funcional, las empresas que conforman la Industria de agroinsumos, donde realizan procesos de: importación, fabricación, formulación, almacenamiento, distribución, comercialización y expendio, están por estas razones vinculados a numerosos ministerios del país.

Así se tiene que están relacionados desde el ministerio rector como lo es el Ministerio Poder Popular de Agricultura y Tierras (MPPAT), así como el MPP Finanzas, MPP Comercio Nacional, MPP Economía Nacional, MPP Industrias y Producción Nacional, entre otros y vinculados a sus diferentes organismos adscritos a estos ministerios tales como INSAI adscrito al MPPAT y el Servicio Desconcentrado Nacional de Normalización, Calidad, Metrología y Reglamentos Técnicos (SENCAMER) adscrito al MPP Economía Nacional.

Siendo el INSAI el encargado del control, inspección y fiscalización de los procesos de formulación, producción, investigación, almacenamiento, expendio, comercialización, manejo, uso, distribución y transporte en Venezuela, emitiendo autorizaciones para cada fin.

El Registro Único Nacional de Salud Agrícola Integral (RUNSAI) ente adscrito al INSAI, es quien emite un número de Registro Nacional de Productos (RNP), para la comercialización en Venezuela de todo producto del sector.

Luego de la emisión del registro por el RUNSAI, el producto puede ser comercializado, pero si su procedencia es extranjera, el representante legal debe realizar gestiones de importación y nacionalización por cada lote que pretenda ingresar al país. Las gestiones de importación y nacionalización también deben aplicarse para las materias primas en el caso de productos que sean de fabricación nacional.

Hay pluralidad de organismos e instituciones a los cuales hay que acudir para las gestiones institucionales como pagos de tasas e impuestos, entre otros, ante el Ministerio del PP de Economía y Finanzas (SENIAT), Ministerio del PP para la Defensa (Guardia Nacional), Ministerio del PP de Comercio Nacional (SENCAMER), Superintendencia Nacional de Gestión Agroalimentaria (SUNAGRO), Registro Nacional Único de Operadores de Sustancias Químicas Controladas (RASQUIM), Servicio Autónomo de Propiedad Intelectual (SAPI), Ministerio del PP de Industria y Producción, Ministerio de Ambiente para el Registro de Actividades Capaces de Degradar el Ambiente (RACDA). Esto conlleva a procesos complejos y extensos, debido a que requiere de muchos pasos con las instituciones regulatorias. Pero todos estos procesos son cumplidos a cabalidad por las empresas de agroinsumos, sobre todo las convencionales, teniendo así que disponer de personal especializado para el desarrollo de estas diversas gestiones.

A pesar de la situación por la que atraviesa el país hace más de una década, donde la situación social, política, económica, financiera, han originado aumento de la pobreza, un fuerte proceso migratorio, que ha reducido la mano de obra calificada, incremento de la hiperinflación y una situación de inseguridad jurídica y personal, entre otros, donde ha imperado la deficiencia de servicios públicos (energía eléctrica, combustibles, agua etc.), la industria de agroinsumos se ha mantenido.

Aunado a la situación de salud pública, acentuada en 2020 con la pandemia de COVID-19, conduciendo a altos costos operativos para la industria, se ha venido agravando de forma exponencial, el crecimiento del comercio ilegal de productos.

Esto último afecta significativamente no solo a la Industria Nacional de Agroinsumos, sino que pone además en riesgo, el garantizar al final de la cadena productiva agroalimentaria “la inocuidad de los alimentos” para el consumidor final.

Con este panorama, la industria nacional de agroinsumos, se encuentra en “alto riesgo”, dada la competencia desleal con el comercio ilegal. El contrabando e importaciones ilegales, a través de las fronteras, productos falsificados y/o adulterados, son algunos de los componentes del comercio ilegal de agroinsumos en el país.

El comercio ilegal, se ha puesto en práctica de una forma más evidente, particularmente desde hace unos 4 años, recrudeciéndose en este año 2022 donde, comercios en las zonas fronterizas como Los Andes, Llanos y Occidente del país, expenden abiertamente productos ilegales e incluso son promocionados en ferias agrícolas.

El surgimiento de empresas de baja reputación que comercializan productos de dudosa calidad en sus formulaciones, con procedimientos y establecimientos no apropiados para ello, donde incluso se realiza plagio de marcas, trasbase de productos, violación de normas y reglamentos, son algunas de las situaciones, con las que se enfrenta la Industria Nacional de Agroinsumos.

Garantía de manufactura

La industria de insumos agrícolas, ha realizado en las últimas 4 décadas, grandes esfuerzos tanto en el área de infraestructura y equipos, así como en la formación y capacitación del capital humano, no solo para garantizar al productor agrícola insumos de calidad y confiabilidad, sino además ser una industria propulsora del sector alimenticio, aportando los insumos requeridos para las siembras y cría de animales. Además de ceñirse a la aplicación de las Buenas Prácticas de Manufactura (BPM) de la Organización Mundial de la Salud (OMS).

Perspectivas de la industria de insumos agropecuarios

Con todo lo anteriormente comentado y bajo las expectativas de país en el ámbito económico, social, financiero, entre otros, los empresarios cada día deben ser más “creativos”, para afrontar rutinariamente, los vaivenes del mercado, la inseguridad jurídica y personal, la escasez de talento profesional debido al éxodo, lo excesivo de tributos fiscales, la falta de calidad en los servicios básicos de agua, electricidad, comunicaciones bien sea telefónicas o con internet, transporte público (escasez de combustibles) para traslado de personal y desde el 2020, la aplicación de jornadas especiales de trabajo por la pandemia del COVID-19. Sin embargo, están conscientes que el componente humano es lo más preponderante, ya que es el capital más valioso de cualquiera empresa.

Aun con todo ese panorama, las empresas de la industria de agroinsumos, que no están exentas de lo que ocurre con otros sectores empresariales en el país, a lo que apuestan es:

1. Mantenerse en el mercado, así sea con baja producción, pero activas, ya que siguen siendo un apoyo fundamental para el productor agropecuario que así lo demanda y por ende de nuestra agricultura, respaldado con la experiencia acumulada de muchas empresas, por más de 4 décadas. Así es como al ser el propulsor del sector agropecuario, estos podrán seguir manteniendo el sector con miras a desarrollar la economía en el país.
-

2. Desarrollar estrategias, donde la “Alianza de Asociaciones” logré avances en la recuperación del mercado, reduciendo lo más posible el comercio ilegal, la recuperación de la seguridad jurídica, acceso a operar con libertad cambiaria, sin controles y con mecanismos fluidos de inversión y regulación.
3. Entre todos los sectores económicos productivos, las empresas de la industria de agroinsumos son un componente o eslabón más que contribuye y enriquece la economía del país.

AGRADECIMIENTO

El autor desea expresar su agradecimiento a las personas que se mencionan a continuación, ya que aportaron información valiosa para la elaboración de este artículo:

Casaña, Henry: Gerente Syngenta-Vicepresidente de AFAQUIMA.

Crespo, Ignacio: Gerente General de Reveex Agrícola- Presidente de AFODISA.

Giraud, Alejandro: Asesor de Agroisleña.

Inojosa, Freddy: Ex-Gerente de BIOSERCA.

López Méndez, Luis: Director Técnico de FUSAGRI.

López López, Pedro: Gerente General de Agrícola Tanausu.

Marcano, Rodolfo: Asesor, Investigador jubilado de FAGRO. UCV.

Miranda, Fausto: Asesor, Investigador jubilado del INIA, Ex-Director de SENASEM.

Muñoz, José A.: Ex-Gerente de Agroisleña.

Mora, Edith: Gerente Corporativo y Representante legal de Point Venezuela, C.A.

Pérez, Anselmo: Presidente de SEMARA, Presidente de CANAPROSEM.

Pulgar, José Rafael: Ex-PDVSA/Palmaven.

Riera, Alberto: Gerente General de INQUIPORT- Presidente de AFAQUIMA.

Rodríguez, T., Elio: Profesor Jubilado UCV-FAGRO.

Sánchez, Aurelio: Gerente General de Semillas Magna, Presidente de AVESEM.

Thomson, Peter: Presidente de Agrinova.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Montilla, J.J. 1988. Convenio Fedegro-Cecotup-Fondo de Crédito Agropecuario. Foro: Agricultura y Petróleo. Agricultura y Soberanía. Maturín, estado Monagas.
- Mogollón, L.F. 1999. Aspectos resaltantes, sobre fertilidad del suelo. Material compilado de Palmaven.
- Palmaven, S.A.; UCV-Fagro; MAC. 1986. Seminario: Los Fertilizantes y la Productividad Agrícola, 27 y 28 de noviembre de 1986, Caracas, Venezuela.
- PDVSA, 1987. 1976-1985. Diez años de la Industria Petrolera Nacional. Serie décimo aniversario. Coordinación de Información y Relaciones de Petróleos de Venezuela. Impreso por Cromotip.
- Saume, F. 1992. Introducción a la química y toxicología de insecticidas. Industrias Gráficas Integral. Maracay. 212 p.
-

Situación legal, estructural y funcional de la sanidad vegetal en Venezuela

Greeys H. Centeno S.

Instituto de Zoología Agrícola, Cátedra Manejo Integrado de Insectos plagas agrícolas y urbanas. Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela, Apdo. 4579, Maracay 2101, Aragua, Venezuela.

RESUMEN

El objetivo del presente trabajo fue el de realizar un diagnóstico sobre la situación legal, estructural y funcional del Instituto de Salud Agrícola Integral (INSAI), ente de gestión en materia de salud agrícola integral en Venezuela. La metodología utilizada fue del tipo cualitativa, basado en la recopilación y el análisis de datos de diferentes instrumentos normativos y técnicos emanados del organismo oficial y otras fuentes, informes de pasantías, memoria y cuenta del Ministerio del Poder Popular para la Agricultura y Tierras (MPPAT) y entrevistas a funcionarios y actores involucrados en el quehacer de la sanidad agrícola. Los resultados indican, entre otros, que el INSAI cuenta con una base legal sobre la cual actúa, aunque esta debe ser revisada y actualizada. No hay información que refleje políticas de ascensos, capacitación y estímulo al personal y no se cuenta con personal técnico suficiente para desarrollar las actividades en el área de sanidad vegetal. Existen limitaciones en cuanto a equipos e infraestructura para el desarrollo idóneo de las funciones. Se incluyen recomendaciones al respecto.

Palabras clave: Fitosanitario, plagas, regulación, sanidad vegetal.

Legal, structural and functional situation of integral plant health in Venezuela

ABSTRACT

The objective of this work was to carry out a diagnosis of the legal, structural and functional situation of the Institute of Integral Agricultural Health (INSAI), a management entity in the field of integral agricultural health in Venezuela. The methodology used was qualitative, based on the collection and analysis of data from different normative and technical instruments issued by the official agency and other sources, internship reports, report and account of the Ministry of People's Power for Agriculture and Lands (MPPAT) and interviews with officials and actors involved in agricultural health. The results indicate, among other things, that INSAI has a legal basis on which it acts, although this needs to be reviewed and updated. There is no information reflecting policies on promotions, training

*Autor de correspondencia: Greeys Centeno

E-mail: greeyscl4@gmail.com

and incentives for personnel and there are not enough technical personnel to carry out plant health activities. There are limitations in terms of equipment and infrastructure for the proper performance of functions. Recommendations are included.

Key words: Phytosanitary, pests, regulation, plant health.

INTRODUCCIÓN

El servicio de sanidad agropecuaria de un país es un sistema de vital importancia para garantizar la seguridad agroalimentaria, a través de las actividades de monitoreo, vigilancia fitosanitaria, manejo y respuesta oportuna a una situación de plaga, ya sea pre frontera o frontera con el fin de evitar su introducción al país, así como pos frontera, para manejar las poblaciones y disminuir su impacto en la agricultura, el ambiente y por ende en la calidad de vida de los ciudadanos (Centeno, 2016). Además, para prestar los servicios de control de insumos a ser aplicados para realizar dichos controles. Para ello se requiere de una organización eficiente, con capacidad de respuesta en cuanto a equipos, tecnología, laboratorios, personal calificado, normativas transparentes que respalden su actuación, políticas públicas direccionadas en garantizar la regulación de plagas en niveles que no causen daños económicos y alianzas estratégicas entre los diferentes actores involucrados en el sistema.

El sistema de sanidad vegetal en Venezuela se estableció con la promulgación de la Ley Sobre Defensas Sanitarias Vegetal y Animal, el 02 de julio de 1930, con el propósito de proteger la actividad agrícola en el país y prevenir la introducción de plagas (Osorio, 1977). Diez años posteriores a su promulgación, se deroga y se sustituye por la Ley Sobre Defensas Sanitarias Vegetal y Animal de 1941, en la cual se regulaban las actividades de cuarentena interna y externa para los productos y subproductos de origen animal y vegetal, así como el establecimiento de certificados sanitarios para los productos importados (MPPAT, 1993). Este instrumento legal, fue la plataforma de la sanidad agropecuaria en Venezuela durante 67 años, hasta el 2008, cuando se promulga la Ley de Salud Agrícola Integral, actualmente vigente, con la finalidad de “Promover, divulgar, y garantizar la salud agrícola integral, como eje principal de la soberanía y seguridad alimentaria, y el desarrollo sustentable de la nación, la salud de los animales y vegetales, por ende, de las personas, mediante el fomento de la ciencia agroecológica”.

En Venezuela el organismo rector de la Sanidad Agropecuaria es el Ministerio del Poder Popular para la Agricultura y Tierras (MPPAT). Esta actividad fue desarrollada a través de las Direcciones de Sanidad Animal y Sanidad Vegetal hasta el año 1992, cuando se crea el Servicio Autónomo de Sanidad Agropecuaria (SASA), el cual fue suprimido en el 2008 a través de la Ley de Salud Agrícola Integral; sus atribuciones y funciones ampliadas, fueron asumidas por el Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral (INSAI), el cual desde ese momento es el organismo encargado de velar por el cumplimiento de los objetivos de la mencionada Ley (Delgado, 2009).

El presente trabajo, tiene como finalidad realizar un diagnóstico del organismo rector de la sanidad agropecuaria en Venezuela y en específico, en el área de sanidad vegetal.

MATERIALES Y MÉTODOS

La metodología para el desarrollo del presente trabajo, fue del tipo cualitativa, documental descriptivo, basado en la recopilación y el análisis de datos a través de diferentes instrumentos

normativos y técnicos, emanados del organismo oficial, redes sociales del organismo, informes de pasantías, memoria y cuenta del Ministerio del Poder Popular para la Agricultura y Tierras, entrevista estructurada a funcionarios de nivel técnico y actores involucrados en el quehacer de la sanidad agrícola, así como entrevista no estructurada al personal directivo del INSAI.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Aspectos legales

La base legal de la sanidad agrícola en Venezuela, es la ley de Salud Agrícola Integral (MPPAT, 2008). Esta ley está estructurada en XI títulos, 17 capítulos y ciento quince artículos.

La ley no cuenta con reglamento, pero se tiene un marco regulatorio vigente, basado en otras leyes, reglamentos, resoluciones, normas y providencias administrativas, tales como: Ley de abonos y demás agentes susceptibles de operar una acción beneficiosa en plantas, animales, suelos o aguas, que data de 1964 y trata sobre fertilizantes y plaguicidas (Insumos agrícolas); Reglamento sobre la ley de abonos, insecticidas y fungicidas para usos agrícolas o pecuarios y de alimentos concentrados para animales, de fecha 01-08-1952 (fertilizantes y plaguicidas) y el Reglamento general de plaguicidas del 08-01-1991 (MPPAT, 1993).

Hay un total de 5 resoluciones para el área de plaguicidas y 50 normas técnicas COVENIN, las cuales se encuentran en revisión desde el año 2019, en especial las referidas a plaguicidas agrícolas y 7 normas técnicas obligatorias de reciente data sobre fertilizantes. Además, existen 54 resoluciones sobre medidas fitosanitarias en diferentes cultivos, que regulan la importación de vegetales en general, la inspección al arribo del material importado, así como la exigencia de certificados, permisos fitosanitarios y normas con fines de exportación e importación. Se regula la producción de semillas y el manejo de viveros, la movilización interna de material vegetal, productos y subproductos de dicho origen; se establecen medidas para el manejo de diferentes plagas de importancia económica en diferentes rubros y se establecen comisiones asesoras del ejecutivo nacional para el manejo de diferentes problemas fitosanitarios (MAC, 1979). La resolución más antigua data del 13/03/1948 y la más reciente de fecha 20-03-2017, correspondiente a la actualización de plagas reglamentadas para Venezuela.

El INSAI ha publicado 17 providencias administrativas, de las cuales seis corresponden a plaguicidas, siete a medidas fitosanitarias y normas sobre diferentes plagas agrícolas, una sobre regulación de torrefactoras/ almacenadoras y una sobre manejo de viveros y unidades de producción (MPPAT, 2019).

INSTITUTO NACIONAL DE SALUD AGRÍCOLA INTEGRAL (INSAI)

Estructura organizativa

El INSAI es un organismo del Estado con personalidad jurídica propia, encargado de velar por el cumplimiento de la legislación sobre defensas zoonositarias y fitosanitarias e impedir la introducción y/o diseminación de enfermedades y plagas que atentaría contra la sustentabilidad y soberanía agroalimentaria del país, así como la regulación y el control de los insumos agrícolas y pecuarios (MPPAT, 2016). La organización cuenta con una estructura aprobada por el Ministerio del Poder Popular de Planificación y Desarrollo el 12/08/2019 (No fue publicada en Gaceta Oficial), tal como se aprecia en la Figura 1.

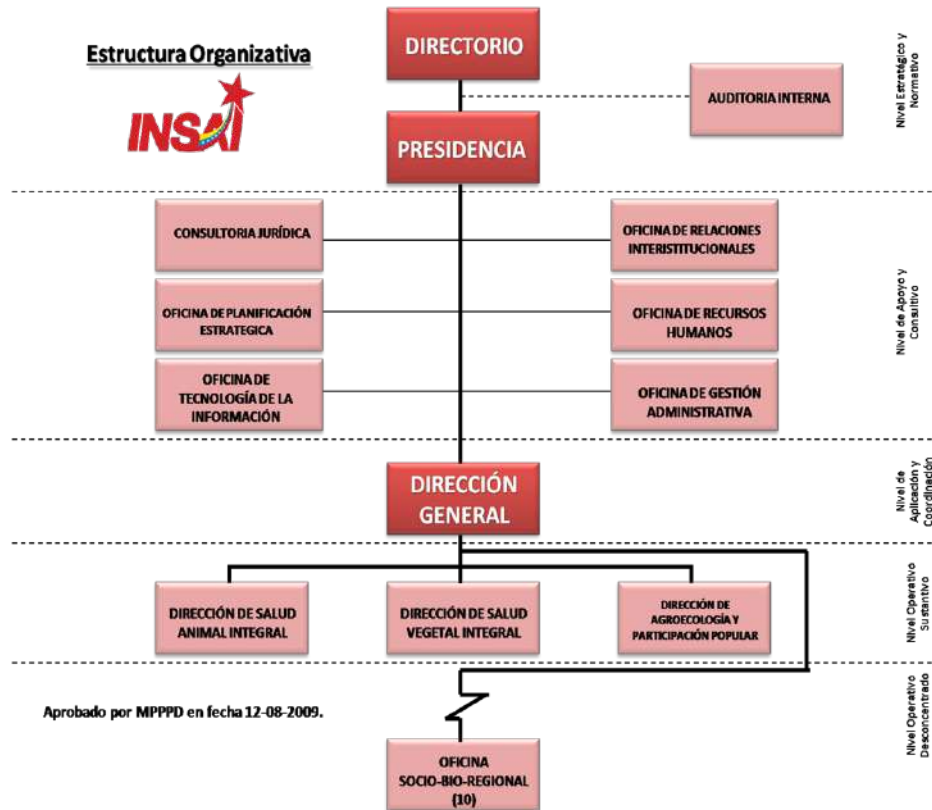


Figura 1. Organigrama del INSAI. Fuente: INSAI, 2016.

Presenta cinco niveles de organización en jerarquía: el primer nivel estratégico y normativo formado por el directorio, la oficina de auditoría interna y la presidencia; segundo nivel de apoyo y consultivo conformado por consultoría jurídica, oficina de planificación estratégica, oficina de gestión administrativa, oficina de recursos humanos, oficina de relaciones interinstitucionales y oficina de tecnología de la información; tercer nivel de aplicación y coordinación conformado por la dirección general; cuarto nivel operativo y sustantivo constituido por las unidades de dirección de salud animal integral, dirección de salud vegetal integral, dirección de agroecología y participación popular y un quinto nivel operativo-desconcentrado, conformado por las oficinas socio-bioregionales (INSAI, 2016, 2018a). Cabe destacar que la LSAI en su artículo 65 califica a los Comités de integración para la Salud agrícola integral (COSAI), como “el eslabón final operativo y dependiente de las oficinas socio-bioregionales”, sin embargo, estas unidades no aparecen en el reglamento interno precitado, ni en el organigrama aprobado por el respectivo ministerio de planificación.

Las oficinas sociobioregionales del INSAI, se subdividen en áreas geográficas y están conformadas por diez (10) unidades territoriales administrativas, integradas, cada una, por varios estados. Sin embargo, cada estado funciona de forma independiente de la sociobioregión, a través del coordinador estatal, del cual dependen las Oficinas de Salud Agrícola Integral (OSAI), que no están establecidas en la ley. Esta establece en el su artículo 65, los Comités de integración para la Salud agrícola integral, como el eslabón final operativo, dependiente de las oficinas socio-bioregionales, donde se incorporan a las comunidades locales en lo inherente a la contraloría social de los programas y dar las alertas

fitosanitarias al INSAI; esta instancia se compone de los voceros y voceras con los funcionarios de la institución (Araujo y Marín, 2011). Sin embargo, son pocos los Comités de integración para la Salud agrícola integral operativos para junio de 2021 a nivel nacional.

Funcionamiento

La Dirección de Sanidad Vegetal (DSV) es responsable de coordinar, supervisar y ejecutar todo lo concerniente a medidas fitosanitarias, tanto internas como externas, a través de sus unidades operativas y las sociobioregiones, con apoyo en los laboratorios de diagnóstico. Otra de las funciones de la DSV es dictar los requisitos técnicos para la emisión de los documentos emitidos a través del RUNSAI (Registro Único Nacional de Salud Agrícola Integral), el cual es una unidad operativa que según el reglamento interno del organismo, coordina la Presidencia de la Institución, con lo cual las actividades de registro, autorización, control y fiscalización en el área de insumos agrícolas, esta desconcentrada y no es parte de la Dirección de Sanidad Vegetal (INSAI, 2018b).

La vigilancia y fiscalización que el organismo debe ejecutar, para el caso de inspecciones en viveros, expendios o unidades de producción, y de autorizaciones emanadas del RUNSAI, son responsabilidad de la unidad de inspección y fiscalización, la cual se encarga de direccionar las inspecciones según la región. Esta unidad, a pesar de su importancia estratégica, no cuenta con recursos suficientes (vehículos, talento humano y manuales de procedimientos de actuación) para realizar sus actividades, por lo cual, en oportunidades, dependen de los administrados o interesados.

Las sociobioregiones son responsables de elaborar certificados fitosanitarios para la movilización de plantas, productos y subproductos de origen vegetal; asesorar a los productores sobre el control biológico de plagas, enfermedades y agentes morbosos, colocación de trampas en cultivos, liberación de controladores biológicos y seguimiento a los programas fitosanitarios que el organismo establezca, así como el reporte de ocurrencia de plagas reglamentadas (Araujo y Marín, 2011). Una de las actividades que a la fecha (junio, 2021) realiza el INSAI en sus oficinas regionales, es la relacionada al guiado y movilización de productos y subproductos, siendo una de las pocas acciones que mantiene al organismo en contacto con los productores, tal como lo señalan los representantes de los gremios entrevistados. Rodríguez *et al.* 2020, señalan la existencia de 263 centros ubicados en los municipios de los diferentes estados del país, responsables de validar los permisos fitosanitarios para la movilización.

Personal

En la Memoria y Cuenta del Ministerio del Poder Popular para la Agricultura y Tierras (MPPAT) se indica que el INSAI tenía una plantilla de 2 586 trabajadores, de los cuales 2 045 eran contratados, distribuidos en personal directivos (68), obreros (284), administrativo (588), profesionales y técnicos (1 646) (MPPAT, 2015); el personal técnico representaba el 63,65%, sin discriminar entre profesionales del área de sanidad vegetal o animal y el personal administrativo y obrero el 33,72%.

Rodríguez *et al.* (2020), señalan que las actividades del INSAI, en el ámbito nacional, contaban con 2 000 funcionarios; además del apoyo de las instituciones adscritas al MPPAT y universidades nacionales, entre otros. Para junio 2021, el organismo cuenta aproximadamente con 1 830 funcionarios en nómina, del cual una proporción relevante es personal administrativo lo que revierte la proporción que tenía la organización para el año 2015; la pandemia y las deficiencias presupuestarias en la partida de personal, han contribuido en la renuncia del personal técnico.

El INSAI no cuenta con políticas de ascensos, clasificación de cargos o estímulo al personal; las condiciones de trabajo y los equipos e implementos de ejecución de las funciones institucionales, están limitadas y la capacitación o formación a través de una política institucional no se evidencia en las fuentes oficiales (Rangel, 2020).

Vigilancia Fitosanitaria

La emisión de boletines sobre el pronóstico de las plagas y la estimación de riesgo, están contemplados en la LSAI en su artículo 20; sin embargo, el organismo no cuenta con un programa actualizado para establecer en tiempo real la información sobre la ubicación y distribución de las plagas en el área vegetal, en el ámbito nacional.

La vigilancia fitosanitaria, es uno de los pilares de la cuarentena, es una inversión costosa pero necesaria, por lo cual, el organismo debe realizar la inversión requerida para dar sostenibilidad a los programas de vigilancia; estableciendo salarios acordes con las tareas asignadas, incentivos y beneficios atractivos, condiciones de trabajo favorables, disponibilidad de herramientas y medios de transporte adecuados (FAO-IICA, 2019).

Programas Fitosanitarios

En el portal del organismo se presentan 21 plagas bajo control oficial y se identifican los cultivos afectados (INSAI, 2016). Las oficinas sociobioregionales deben realizar el seguimiento e inspección en las unidades de producción, reportando las actividades de manejo que se realizan o la aparición de brotes en nuevas áreas, de las plagas bajo control oficial. Sin embargo, como ya se ha indicado, los recursos tanto de personal como de logística (vehículos, equipos e implementos de trabajo) se encuentran limitados (Rangel, 2020).

En algunos estados, como los casos de Aragua, Guárico y Anzoátegui, durante el año 2019, a través de la coordinación de Salud Vegetal, se realizó el monitoreo y la ejecución del plan de acción del programa para la prevención, detección, manejo y control de las moscas de las frutas, con la realización de 61 inspecciones de campo, instalación de 335 trampas en 273 ha para *Anastrepha* spp. , y la realización de un curso sobre mosca de la fruta para certificación de área libre, en el estado Aragua, con la asistencia de 60 participantes de empresas privadas e instituciones del estado (Rodríguez *et al.*, 2020).

Debido a la importancia fitosanitaria de varias plagas y la responsabilidad de reglamentar las acciones para su control, el organismo estableció medidas fitosanitarias a través de providencias administrativas, publicadas en Gaceta Oficial para: *Moniliophthora roreri* (Monilia del cacao), *Fusarium oxisporum* f sp. *cubense* raza 4 tropical (Foc R4T), *Ralstonia solanacearum* (Smith.) Yabuchi, *Candidatus Liberibacter* (enfermedad del HLB en cítricas), *Synchytrium endobioticum* (en papa) y *Sterneotrsonemus spinķi* en arroz (INSAI, 2018 c, d, g). Cada una presenta medidas de manejo a ser implementadas en el ámbito nacional (INSAI, 2017b, 2018e, 2018h). Así mismo, con el propósito de dar cumplimiento a las directrices de la Convención Internacional de Protección Fitosanitaria (CIPF), en marzo de 2017, el INSAI publicó la lista de plagas cuarentenarias en Venezuela, conformada por 1 072 plagas, de las cuales 480 son insectos, 34 ácaros, 99 hongos y straminipilas, 117 bacterias y fitoplasmas, 84 nematodos, 117 virus y viroides, 117 malezas y 24 gastropoda (INSAI, 2017a).

Las actividades relacionadas con los planes de manejo de enfermedades se realizan en las unidades de producción de las áreas afectadas, según los requerimientos del productor y debido a su nivel de afectación. Sin embargo, el INSAI no tiene capacidad de acción para inspeccionar, acompañar o verificar las acciones fitosanitarias. Como ejemplo, en el 2017 fue detectada en el país la bacteria *Candidatus Liberibacter* (enfermedad del HLB en cítricas) y para su manejo se realizaron alianzas y trabajo en conjunto con las universidades, centros de investigación, asociación de productores citrícolas, gobierno regional de los estados involucrados y se avanzó hacia un programa nacional. Los trabajos se realizaron solo hasta el 2019 (MIPAU, 2021).

No se cuenta con datos o información sobre el desempeño de la institución en la aplicación de medidas fitosanitarias con relación a las plagas reglamentadas en el año 2020.

Red de Laboratorios

El portal web del INSAI señala 49 laboratorios distribuidos en los diferentes estados del país referidos a diagnóstico de plagas (9), Despistaje de Aflatoxinas (9), producción de Biocontroladores (12) y Biofertilizantes (19). El INSAI a través del RUNSAI, establece el registro y autorización de funcionamiento para la acreditación o certificación de los laboratorios de diagnóstico y control de calidad o producción de bioinsumos a operar en el país. Sin embargo, no se cuenta con información oficial, sobre laboratorios acreditados por el organismo.

Laboratorios de diagnóstico de plagas

En la Memoria y Cuenta del MPPAT del año 2015, el INSAI señala la ejecución de 9 689 diagnósticos de salud vegetal y la activación de un laboratorio de diagnóstico, no se indica lugar y tipo de material procesado. Rodríguez *et al.* 2020, indican la realización de 16 437 diagnósticos de muestras de material vegetal para la identificación de plagas en diversos cultivos, y la atención a 7 350 productores a través de distintas áreas de diagnósticos de los laboratorios de salud vegetal.

En la actualidad (2021) no se cuentan con cifras oficiales publicadas sobre los diagnósticos y la mayoría de los laboratorios no están funcionando.

Laboratorios para la producción de biocontroladores

El INSAI contaba con 19 laboratorios distribuidos en los estados: Aragua, Anzoátegui, Apure, Barinas, Bolívar, Cojedes, Falcón, Guárico, Lara, Mérida, Monagas, Nueva Esparta, Portuguesa, Sucre, Táchira, Trujillo y Yaracuy, para la producción de *Trichoderma sp.*, *Bacillus thuringiensis*, *Beauveria bassiana*, *Chrysoperla externa* y en Nueva Esparta para la producción de *Cryptolaemus monstruozeri* y *Anagyrus kamali* para el manejo de la Cochinilla rosada *Macconellicoccus hirsutus* (INSAI, 2016). Hasta el año 2015 se reportó la producción de 200 970.806 entomófagos (MPPAT, 2015). En la actualidad (2021) no se cuentan con cifras oficiales publicadas sobre su producción y la mayoría de los laboratorios no están funcionando.

Laboratorios para la producción de biofertilizantes

En la producción de biofertilizantes, el INSAI señalaba 12 laboratorios ubicados en los estados Aragua, Barinas, Cojedes, Guárico, Lara, Mérida, Táchira, Trujillo y Portuguesa, con la producción

de Bradyrhizobium, Rhizobium, Rhizofos, Azotobacter, Azotofos, Solubilizador de fosforo, entre otros; se señaló para el año 2015 la distribución de 14 753 t de biofertilizantes (MPPAT, 2015). En la actualidad (junio 2021) solo el laboratorio de bioinsumos ubicado en Turmero se encuentra operativo, al transformarse en una empresa privada bajo alianza estratégica con el INSAI, para la producción de entomopatógenos y biofertilizantes; sin embargo, no se tienen cifras oficiales de producción.

Inspectorías Sanitarias

Las inspectorías fitosanitarias dependientes de las bioregiones del INSAI tienen entre sus funciones, la realización de controles fitosanitarios. Rodríguez *et al.* (2020) indican la realización de 33 185 inspecciones para controles fitosanitarios efectuados en los diferentes puntos de ingreso y egreso, sin discriminar áreas o bioregiones específicas.

Requisitos y procedimientos para la movilización interna de plantas y productos vegetales

La LSAI, en su artículo 36, establece la regulación de movilización de productos y subproductos de origen vegetal. El permiso es obtenido de forma electrónica a través del Sistema Integrado de Gestión para la Movilización Animal y Vegetal (SIGMAV). Previo a la solicitud de la guía, la unidad de producción debe estar registrada en el RUNSAI para poder realizar la solicitud. El usuario debe presentar la guía en la oficina bioregional que le corresponda, para ser autorizada la movilización solicitada (INSAI, 2018f).

Funcionamiento de puertos, aeropuertos y puestos fronterizos

Para el año 2012, en la prensa oficial del MPPT se señala la modernización y automatización de las Oficinas Portuarias Fronteriza de: Ureña y San Antonio del estado Táchira; Paraguachón, Puerto de Maracaibo y Aeropuerto de la Chinita, estado Zulia; Aeropuerto de Valencia, estado Carabobo y el Puerto de Guanta, estado Anzoátegui (MPPAT, 2012).

Para realizar la importación o exportación de rubros de origen vegetal, el interesado se debe inscribir como importador o exportador en el sistema RUNSAI. Los permisos fitosanitarios de importación, se deben tramitar a través del RUNSAI. Para otorgar este permiso, se debe realizar un previo análisis de riesgo de plagas (ARP), que consiste en la identificación de las plagas, para determinar las medidas requeridas para evitar su introducción al país y evitar sus posibles daños a la salud agrícola nacional. Este estudio se exige en rubros no tradicionales o de países con los cuales no se tenga un historial fitosanitario en el comercio de rubros agrícolas, sensibles a introducir plagas. La información generada de los ARP no es de dominio público.

Para el año 2015, la Institución indicó la realización de 6 análisis de riesgo, pero no se señala para que cultivos o la procedencia del producto a importar; así mismo, se indica la realización de 12 000 controles fitosanitarios en los puntos de ingreso y egreso (MPPAT, 2015). Rodríguez *et al.* 2020 señalan la realización de 45 ARP, pero no se indica el producto o subproductos reglamentados.

No se cuenta con información oficial, en los últimos 5 años, sobre el control de aduanas, puertos y aeropuertos.

En los puestos de entrada, los funcionarios del INSAI revisan la documentación oficial que

acompaña la mercancía importada (permisos fitosanitarios de importación y certificados de exportación de productos y subproductos de origen vegetal). La LSAI establece la inspección de equipaje a pasajeros, sin embargo, esta actividad en aeropuertos y puestos de entrada son realizadas por el personal de la Guardia Nacional en actividad de resguardo aduanero, y el personal del Servicio Nacional Integrado de Administración Aduanera y Tributaria (SENIAT).

Control, inspección y fiscalización de los insumos agrícolas

El artículo 36 de la LSAI, establece la actividad de inspección y fiscalización de los procesos de producción, formulación, investigación y almacenamiento, expendio, comercialización, intercambio, manejo, uso, aplicación, distribución, e importación de insumos registrados a través del RUNSAI. La fiscalización se encuentra delegada en la Unidad de Inspección y Fiscalización, ubicada en la sede central del organismo.

A través del RUNSAI se deben registrar para su comercialización dentro del territorio nacional, los insumos: Plaguicidas Agrícolas, Plaguicidas Domésticos, Plaguicidas Industriales, Plaguicidas Salud Pública, Materias Primas y Productos a Granel, Biológicos Agrícolas, Fertilizantes Químicos, Enmiendas Químicas y Acondicionador de pH, Extractos Vegetales con Propiedades Plaguicidas, Reguladores y Estimulantes del Crecimiento, Fertilizantes y Enmiendas Orgánicas, Surfactantes, Sustratos y Caldos Minerales. Los productos son evaluados por personal especializado en el área físico-química, impacto ambiental y eficacia. Luego de realizar los respectivos registros, la coordinación direcciona y asigna un técnico para que realice la respectiva inspección y fiscalización del proceso registrado. A pesar de la automatización del sistema de registro, en la actualidad no se cuenta con un programa de inspección periódica postregistro.

Relaciones con entes públicos y privados

Dada la naturaleza de actuación del INSAI, este se involucra interinstitucionalmente con varios ministerios relacionados con la cadena agroalimentaria y la fuerza armada nacional, por ser el brazo armado de los organismos públicos cuando se requiera su actuación. En cuanto a gremios y asociaciones privadas, a través de consultas telefónicas con sus directores ejecutivos y presidentes, manifestaron mantener relaciones de respeto y cordialidad con la Institución. Muchos coincidieron en señalar que el principal contacto con la institución es a través de los centros de guiado, y sí existe algún problema puntual de plagas, los técnicos acuden, pero no existe un programa de asistencia e información sobre las actividades del INSAI.

CONCLUSIONES

1. El Organismo cuenta con una base legal sobre la cual actúa, siendo una fortaleza institucional
2. Algunos instrumentos legales como resoluciones y providencias administrativas, se encuentran desactualizados.
3. No se obtuvo información sobre políticas de ascensos, capacitación y estímulo al personal.
4. No se cuenta con personal técnico suficiente para las actividades a desarrollar en el área de sanidad vegetal.

5. Limitaciones en equipos, infraestructura y capacitación para el desarrollo idóneo de las funciones.
6. El manual de control y fiscalización post registro no se encuentra disponible.
7. Los programas fitosanitarios se enmarcan en aspectos nacionales y no por región.
8. Portal web poco amigable y no actualizado para los requerimientos de los usuarios.

RECOMENDACIONES

1. Revisar y actualizar la legislación que soporta la actuación de los funcionarios y las competencias de la institución.
2. Fortalecimiento institucional para la capacitación y formación de especialistas en el área de sanidad vegetal con perfiles de cargo.
3. Presupuesto cónsono con las responsabilidades de la organización y su función transversal en la seguridad alimentaria del país.
4. Revisión de los programas fitosanitarios y establecimiento por región y cultivos, como política descentralizada y acorde con las necesidades regionales, nacionales e internacionales.
5. Desarrollar estrategias para el cumplimiento del control postregistro y control de calidad de los insumos registrados en el país.
6. Afianzar las alianzas estratégicas con las universidades y centros de investigación, para el desarrollo del talento humano.
7. Informar y establecer relaciones con las asociaciones de productores, que permitan el flujo de información y la colaboración institucional gremial, para el manejo de las plagas e información de status.
8. Redimensionar y actualizar el portal del organismo, como fuente de información veraz, oportuna y de calidad.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Araujo, M.E.; M. Marín. 2011. Actividades realizadas en el Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral (INSAI). Universidad de Los Andes-Núcleo Universitario Rafael Rangel-Trujillo-Departamento Ciencias Agrarias. Trabajo de grado TSU, Trujillo. Venezuela. Consultado: 23 jun. 2021 Disponible en: <http://bdigital.ula.ve/RediCiencia/busquedas/DocumentoRedi.jsp?file=32406&type=ArchivoDocumento&view=pdf&docu=26139&col=6>.
- Centeno S, G.H. 2016. Control Legal. Manejo integrado de plagas agrícolas y urbanas. UCV. Facultad de Agronomía. Maracay. 31 láminas (presentación power point). Consultado: 20/05/2021 Disponible en: http://www.ucv.ve/fileadmin/user_upload/facultad_agronomia/Zoologia_Agricola/Manejo_Integrado/Competencia2/Clase_4._CONTROL_LEGAL.pdf.

- Delgado Campos, M. 2009. Golpe bajo a la sanidad agropecuaria en Venezuela. www.aporrea.org, 26 mar. Consultado: 11 nov 2020. Disponible en <https://www.aporrea.org/desalambra/a75029.html>.
- FAO-IICA (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura e Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura). 2019. Vigilancia Fitosanitaria. Guía para comprender los principales requerimientos de los programas de vigilancia para las organizaciones nacionales de protección fitosanitaria. 50 p. Versión 1.1, SBN 978-92-5-131343-5 (FAO). Disponible www.fao.org/publications/es y www.iica.int.
- INSAI (Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral). 2016. Portal web. Consultado: 20/05/2021. Disponible: <http://www.insai.gob.ve/>.
- INSAI (Instituto de Salud Agrícola Integral). 2017a. Lista de plagas cuarentenarias en Venezuela. Providencia administrativa DM/N°017. Gaceta Oficial N°41.118. Caracas, Venezuela.
- INSAI (Instituto de Salud Agrícola Integral). 2017b. Medidas y procedimientos para la prevención, control y contención de la enfermedad denominada huanglongbing (HLB) y su vector *Diaphorina citri*. Providencia administrativa N°046. Gaceta Oficial N°41.248. Caracas, Venezuela.
- INSAI (Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral). 2018a. Reglamento Interno INSAI aprobado por el MPPP. Consultado 04 may. 2021. Disponible en http://www.insai.gob.ve/?page_id=2088.
- INSAI (Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral). 2018b. Plan Estratégico 2018-2022. Consultado 22 jun. 2021. <http://www.insai.gob.ve/wp-content/uploads/2018/04/plan-estrategico-insai-definitivo.pdf>.
- INSAI (Instituto de Salud Agrícola Integral). 2018c. Providencia Administrativa N°070-2018. Programa de prevención, contención y control de la plaga "Moniliasis" causada por el hongo *Moniliophthora roreri* Cif & Par. Gaceta Oficial de la República Bolivariana de Venezuela N°41.504. Caracas, Venezuela.
- INSAI (Instituto de Salud Agrícola Integral). 2018d. Providencia Administrativa N°057-2018. Normas, medidas y procedimientos fitosanitarios para la prevención y contención de la raza 4 tropical *Fusarium oxysporum* f sp. *cubense* (Foc R4T). Gaceta Oficial de la República Bolivariana de Venezuela N°41.480 21. Caracas, Venezuela.
- INSAI (Instituto de Salud Agrícola Integral). 2018e. Providencia Administrativa N°060-2018. Normas, medidas y procedimientos fitosanitarios para la prevención, contención, control y erradicación de la plaga "Sarna verrugosa de la papa" *Synchytrium endobioticum* (Schib) Percival. Gaceta Oficial de la República Bolivariana de Venezuela N°41.480 21. Caracas, Venezuela.
- INSAI (Instituto de Salud Agrícola Integral). 2018f. Servicios RUNSAI. Consultado 15 jun. 2021. http://www.insai.gob.ve/?page_id=98
- INSAI (Instituto de Salud Agrícola Integral). 2018g. Providencia Administrativa N°058-2018. Normas para la prevención y control de la plaga *Ralstonia solanacearum* (Smith.) Yabuchi, causante de la enfermedad conocida como Marchitez Bacteriana. Gaceta Oficial de la República Bolivariana de Venezuela N°41.480 21. Caracas, Venezuela.

- INSAI (Instituto de Salud Agrícola Integral). 2018h. Providencia Administrativa N°061-2018. Normas, medidas y procedimientos fitosanitarios para la prevención, contención, control y erradicación del ácaro vaneador del arroz *Steneotarsonemus spinki* (Smiley). Gaceta Oficial de la República Bolivariana de Venezuela N°41.480. Caracas, Venezuela.
- INSAI (Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral). 2019. Providencia Administrativa N° 006/2019, Normas, medidas y procedimientos fitosanitarios para la adecuación y funcionamiento de viveros, expendios de plantas y ambientes protegidos, en la República Bolivariana de Venezuela. Gaceta Oficial de Venezuela N° 41.278. Caracas, Venezuela.
- LSAI (Ley de Salud Agrícola Integral). 2008. Decreto N° 6129. Gaceta Oficial N° 5.890. Caracas, Venezuela.
- MAC (Ministerio de Agricultura y Cría). 1979. Leyes y resoluciones sobre sanidad vegetal. División de Ediciones, Dirección de información de sector agropecuario, Caracas, Venezuela. 79 p.
- MIPAU (Manejo Integrado de plagas agrícolas y Urbanas). 2021. Informe de Gestión de la Cátedra de Manejo integrado de Plagas Agrícolas y Urbanas 2019-2020. Instituto de Zoología (IZA), Facultad de Agronomía (FAGRO). Universidad Central de Venezuela (UCV), Maracay. Venezuela. 13 p.
- MPPAT (Ministerio del Poder Popular para la Agricultura y Tierras). 1993. Servicio Autónomo de Sanidad Agropecuaria. Legislación fitosanitaria de Venezuela. 222 p.
- MPPAT (Ministerio del poder popular para la Agricultura y Tierras). 2012. INSAI fortalece acciones de seguridad. Consultado 13 jun. 2021. Disponible <http://prensamat.blogspot.com/2012/08/insai-fortalece-acciones-de-seguridad.html>.
- MPPAT (Ministerio del Poder Popular para la Agricultura y Tierras). 2015. Memoria y Cuenta MPPAT, Coordinación General Memoria y Cuenta. Dirección General de la Oficina de Planificación y Presupuesto. Caracas, Venezuela. pp. 831-836. Consultado: 13 jun.2021. Disponible en: <https://www.google.com/urlsa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=&ad=rja&uact=8&ved=2ahUKEwjgjYS9-4vxAhWqRjABHdrJCr4QFjAGegQIBxAE&url=https%3A%2F%2Fes.scribd.com%2Fdocument%2F309587845%2FAgricultura-y-Tierra-Memoria-y-Cuenta-2015&usg=AOvVaw1y2CV9K2wuSdfeoRIG4fzV>.
- Osorio, J. 1977. Intercepción de insectos a nivel portuario. Ministerio de Agricultura y Cría. Dirección General de Desarrollo Agrícola. Dirección de Sanidad Vegetal. Caracas. 27 p.
- Rangel, A. 2020. El ministro de butaca y pizarrón ¿No tienen vergüenza? i...sin gestión agrícola! Aporrea, Sección: Anticorrupción y Contraloría Social. 01 dic. Consultado: 09 jun. 2021. Disponible en: <https://www.aporrea.org/contraloria/a297829.html>.
- Rodríguez, Y.; M. Soto; L. Marín. 2020. La sanidad vegetal en Venezuela: el rol del Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral. *Agronomía Tropical* (70): 22. Artículo Especial.

Algunas consideraciones sobre el funcionamiento de la sanidad agrícola integral en Venezuela

Rodolfo Marcano

Instituto de Zoología Agrícola. Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela, Apdo. 4579, Maracay 2101, Aragua, Venezuela.

RESUMEN

El objetivo del presente trabajo fue el de revisar aspectos relacionados con el funcionamiento del sistema de sanidad agrícola integral en Venezuela. Se analizaron aspectos legales y estructurales y de funcionamiento, del ente gestor de la sanidad agrícola integral, el Instituto de Salud Agrícola Integral (INSAI). Los resultados indican, entre otros, que el INSAI no cuenta con un sistema de información documental y de registros sistematizados, el número de funcionarios técnicos es insuficiente y las condiciones de trabajo no son las más idóneas, no existe una red de vigilancia epidemiológica y de cuarentena organizadas, se desconoce la situación de los programas fitosanitarios y la mayoría de sus laboratorios no están funcionando. La ley de Salud Agrícola Integral, aprobada en el 2008, no ha sido reglamentada y la organización y funcionamiento de las diferentes estructuras, tampoco lo han sido. Se sugiere revisar y actualizar el Sistema de Salud Agrícola Integral para que abarque, entre otros aspectos, la cadena agroalimentaria hasta que el producto llegue al consumidor final y una estructura organizativa que además del Nivel Nacional y Regional, incluya el Nivel Local o Municipal, que se encargue de coordinar, ejecutar y supervisar todas las actividades sanitarias que se realicen en su ámbito.

Palabras clave: Aspectos estructurales, aspectos legales, INSAI, nivel municipal.

Some considerations on the functioning of integral agricultural health in Venezuela

ABSTRACT

The objective of this work was to review aspects related to the functioning of the integral agricultural health system in Venezuela. The legal, structural and operational aspects of the managing entity of integral agricultural health, the National Institute of Integral Agricultural Health (INSAI), were analyzed. The results indicate, among other things, that INSAI does not have a system of documentary information and systematized records, the number of technical officials is insufficient and

*Autor de correspondencia: Rodolfo Marcano

E-mail: marcanorodolfo16@gmail.com

working conditions are not the most suitable, there is no organized epidemiological surveillance and quarantine network, the status of phytosanitary programs is unknown and most of its laboratories are not functioning. The Integral Agricultural Health Law, approved in 2008, has not been regulated and the organization and functioning of the different structures have not been regulated either. It is suggested to review and update the Integral Agricultural Health System to cover, among other aspects, the agrifood chain until the product reaches the final consumer and an organizational structure that, in addition to the National and Regional Level, includes the Local or Municipal Level, which will be responsible for coordinating, implementing and supervising all sanitary activities carried out in its scope.

Key words: Structural aspects, legal aspects, INSAI, municipal level.

INTRODUCCIÓN

La protección del medio ambiente, de los recursos naturales y de la salud de los vegetales, animales y personas, está en estrecha relación con las actividades que se desarrollan en el sector agropecuario y particularmente con las medidas de prevención, control y erradicación de las plagas que afectan la producción agrícola nacional. El incremento de los problemas de plagas, ya sea porque ingresan por nuestras fronteras o porque se favorece su desarrollo por un mal manejo del agroecosistema, requiere establecer políticas y medidas que nos permitan contar un sistema de sanidad agropecuaria capaz de enfrentar los cambios y mantenerse en el tiempo.

Evaluaciones realizadas recientemente por diversos especialistas y que son parte de la publicación en la que se incluye este artículo, evidencian que el sistema de sanidad agrícola venezolano no cuenta con todos los elementos organizacionales indispensables funcionando eficientemente para lograr el objetivo de prevenir la introducción, el establecimiento y la diseminación, así como la erradicación o el control de plagas que amenacen la salud humana, animal, vegetal y al medio ambiente como un todo. Esta vulnerabilidad afecta nuestra capacidad productiva y amerita que se revisen y establezcan políticas y medidas que aborden las debilidades del sistema de sanidad agropecuaria nacional.

DEBILIDADES DEL SISTEMA

Con base en la experiencia profesional y lo indicado en las fuentes de referencia consultadas, entre algunas de las limitaciones o problemas más importantes de la sanidad agrícola en Venezuela se pueden señalar las siguientes:

- Carencia de un sistema de información documental y de registros sistematizados confiables que permita conocer la situación actual de la sanidad agrícola en el país. La página web del Instituto de Salud Agrícola Integral (INSAI: <http://www.insai.gob.ve>) no está funcionando al momento de redactar este escrito.
- El número de funcionarios técnicos es insuficiente y las condiciones de trabajo no son las más idóneas. En la Memoria y Cuenta del Ministerio del Poder Popular para la Agricultura y Tierras (MPPAT, 2015), se indica que el INSAI tenía una plantilla de 2 586 personas. Rodríguez *et al.* (2000) señalan que el instituto cuenta con 2 000 funcionarios y para junio 2021 (Greys

Centeno, comunicación personal) indica que el organismo cuenta aproximadamente con 1 830 funcionarios en nómina, lo que representa una reducción del 29,2% en relación con el 2015.

- Este personal no cuenta con una política de ascensos, ni programas de capacitación. Las condiciones de trabajo no son las idóneas ya que no tienen instalaciones adecuadas, los equipos requeridos, ni los vehículos indispensables para su movilización, lo que ha incidido en la disminución y desmotivación del personal y ha limitado el desarrollo de los programas sanitarios.
- No existe una red de vigilancia epidemiológica que permita detectar el ingreso y evitar el establecimiento de plagas exóticas (caso del Dragón Amarillo en cítricas), así como mantener información adecuada y actualizada sobre la incidencia, dispersión y comportamiento de las plagas a nivel nacional e internacional. Aun cuando la Ley de Salud Agrícola Integral (MPPAT, 2008) establece la obligatoriedad de las personas vinculadas al sector productivo (Artículo 11) o de cualquier persona natural o jurídica (Artículo 12), de denunciar los eventos o problemas sanitarios inusuales, el INSAI no ha organizado un mecanismo que permita lograr esta información.
- El organismo no tiene un programa funcional actualizado para la aplicación de cuarentena, tanto externa como interna. En los puestos de entrada al país no se dispone de suficiente personal, ni están dotados de los equipos necesarios para realizar las actividades. Dicho personal está prácticamente limitado a la revisión de los permisos sanitarios de importación y los certificados de exportación; generalmente, no se revisa el equipaje de los pasajeros.
- Se desconoce la situación de los programas fitosanitarios aplicables a las plagas reglamentadas. El seguimiento e inspección de las unidades de producción es responsabilidad del INSAI, pero este, no tiene la capacidad operativa para supervisar ni verificar las acciones tomadas.
- La situación de la Red de Laboratorios del INSAI es muy crítica, ya que la mayoría de ellos no están funcionando y el apoyo de laboratorios adscritos a otros organismos oficiales, centros de investigación y universidades, es muy limitado, ya que estos tienen también dificultades para su funcionamiento. Además y aunque el INSAI está facultado para la acreditación o certificación de laboratorios privados de diagnóstico, control de calidad o producción de bioinsumos que operen en el país, no se cuenta con información oficial que indique el uso de esta alternativa.
- No existe vinculación formal ni estable del INSAI con los distintos sectores relacionados con la sanidad agrícola. Con los gremios profesionales, asociaciones privadas, universidades y centros de investigación, se mantienen comunicaciones y reuniones muy puntuales. En general, los productores y sus asociaciones coinciden en señalar que el principal contacto con la institución es a través de los centros de emisión de guías de movilización, pero que el INSAI no tiene programas organizados con los productores para enfrentar los problemas sanitarios que se presentan en su área.
- En el ámbito internacional se evidencia la falta de vinculación efectiva del INSAI con sus similares de otras naciones. El país fue retirado de la Comunidad Andina de Naciones (CAN) e incorporado al Mercado Común del Sur (MERCOSUR), a cuyas regulaciones está sujeto, aunque su membresía esté suspendida políticamente. En el pasado se mantenían reuniones fronterizas con Colombia y Brasil para tratar problemas sanitarios de mutuo interés, pero estas tienen más de 5 años suspendidas. Se tienen relaciones formales con la Organización

Mundial de Comercio (OMC), Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO) y Convención Internacional de Protección Fitosanitaria (CIPF) entre otras entidades multilaterales de las cuales Venezuela forma parte.

- En el país existe un comercio ilegal de agroinsumos consecuencia del contrabando y las importaciones ilegales, venta de productos falsificados y/o adulterados, surgimiento de empresas que comercializan productos de dudosa calidad en sus formulaciones en franca violación a normas y reglamentos vigentes.

Desde el punto de vista normativo es de destacar que en 2008 fue aprobada la Ley de Salud Agrícola Integral, en la cual se designa al Ministerio del Poder Popular para la Agricultura y Tierras, como el órgano rector de las políticas de salud agrícola integral y se crea el Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral (INSAI), como ente de gestión en la materia. En ella se establece la estructura organizativa del INSAI conformada por: un Directorio, la Presidencia, una Sala Situacional, la Dirección General, las Direcciones de Agroecología y Participación Popular, Salud Animal y Salud Vegetal, las Oficinas Sociobioregionales y los Comités de Integración como el eslabón final operativo de la estructura formal del instituto.

La mencionada ley establece que la organización y funcionamiento de la estructura del INSAI se regirá por lo establecido en el Reglamento de este Decreto con Rango, Valor y Fuerza de Ley y en el Reglamento Interno del Instituto. La ley no ha sido reglamentada y la organización y funcionamiento de las diferentes estructuras, tampoco lo han sido.

Rodriguez *et al.* (2020) señalan que el INSAI cuenta con un reglamento interno publicado en su página web, sin embargo, este reglamento (INSAI, 2019) fue aprobado por el Ministerio del Poder Popular de Planificación en el 2019, a once años de haberse aprobado la ley, y para entrar en vigencia, debió ser publicado en Gaceta Oficial, lo que no se hizo. Además, en la mencionada propuesta de reglamento no se incluye los Comités de Integración, instancia contemplada en la Ley de Salud Agrícola Integral. Todo ello ha incidido en que la estructura organizativa del INSAI no haya funcionado tal como fue aprobado en la Ley.

Estas incongruencias para nada facilitan el cumplir con las obligaciones legales asignadas al INSAI y denotan la necesidad de revisar y actualizar el Sistema de Salud Agrícola Integral, adecuándolo a las tendencias mundiales en la materia, para hacerlo un sistema integral, resiliente y sostenible.

RECOMENDACIONES

A diferencia del actual que solo contempla el sector primario, este sistema deberá abarcar a todos los actores de la cadena agroalimentaria hasta que el producto llegue al consumidor final. Su estructura organizativa, además del Nivel Nacional, responsable de todas las actividades relacionadas con la salud agrícola integral en el país y del Nivel Regional responsable de todas las actividades relacionadas con la materia en el estado, debe incluir el Nivel Local o Municipal, que se encargue de coordinar, ejecutar y supervisar todas las actividades sanitarias que se realicen en su ámbito.

Se debe organizar y supervisar a nivel local, entre otras actividades, el funcionamiento de la red de vigilancia epidemiológica, así como los programas o proyectos de prevención, control y erradicación de plagas. Para ello debe propiciar, promover y facilitar la participación activa de los productores, sus organizaciones y personas relacionadas con el área sanitaria, en el desarrollo de estas actividades. Así

mismo, el sistema debe contar con una plataforma informática que permita y facilite el intercambio de información y consulta entre los diferentes componentes (municipal-estadal-nacional), garantizando así un funcionamiento articulado de los mismos. La falla de uno de los componentes compromete el funcionamiento de los demás.

Sin la participación activa de los productores es difícil lograr un sistema de sanidad agrícola sostenible. Los productores son el centro de origen de los sistemas alimentarios y se requiere un vínculo directo entre estos y los consumidores, el primer y el último eslabón de la cadena de valor de los alimentos, dado que ambos son indispensables como gestores del medio ambiente y los ecosistemas (OMA, 2020).

Los productores deben estar capacitados para producir alimentos seguros y nutritivos, utilizando eficazmente los recursos que permitan mitigar el cambio climático, mantener los suelos sanos, minimizar los desechos, y proteger y restaurar la biodiversidad; por lo tanto, deben participar a través de sus estructuras organizadas en los procesos de formulación de políticas que tenga repercusiones en el sector agrícola, sobre todo a nivel local.

Así mismo, debe haber una estrecha relación entre el organismo de Sanidad Agrícola y los productores, con los investigadores, para que la ciencia les pueda dar a estos, respuestas prácticas a sus problemas. La capacitación debe estar disponible de manera que los productores accedan a la información y a las herramientas pertinentes a medida que se desarrollen y poder así remodelar y ajustar sus prácticas a lo apropiado a sus circunstancias locales.

La organización que finalmente resultase la más recomendable para gestionar el sistema de salud agrícola integral debe ser autónoma, con patrimonio propio y capaz de hacer sus propios ajustes (resiliente) con miras a garantizar su sostenibilidad. Para ello, además de los aspectos técnicos y económicos, deben ser considerados los aspectos sociales, culturales, políticos y ambientales.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- INSAI (Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral). 2018. Reglamento Interno del Instituto Nacional de Salud Integral. <http://www.insai.gob.ve/>. Disponible en http://www.insai.gob.ve/?page_id=2088.
- MPPAT (Ministerio del Poder Popular para la Agricultura y Tierras). 2008. Ley de Salud Agrícola Integral. Decreto N° 6129. Gaceta Oficial N° 5.890. Caracas, Venezuela.
- MPPAT (Ministerio del Poder Popular para la Agricultura y Tierras). 2015. Memoria y Cuenta Ministerio del Poder Popular para la Agricultura y Tierras, Coordinación General Memoria y Cuenta. Dirección General de la Oficina de Planificación y Presupuesto. Caracas, Venezuela. pp. 831-836.
- OMA (Organización Mundial de Agricultores). 2020. La ruta de los agricultores hacia los sistemas alimentarios sostenibles. Asamblea General 2020 de la OMA. Junio 2020. 16 p.
- Rodríguez, Y.; M. Soto; L. Marín. 2020. La sanidad vegetal en Venezuela: el rol del Instituto Nacional de Salud Agrícola Integral. *Agronomía Tropical* (70): 22 p. Artículo Especial.

NORMAS BÁSICAS PARA LOS AUTORES

La Revista **Alcance de la Facultad de Agronomía** UCV, es una publicación de carácter científico y tecnológico, donde se publican monografías y los resultados de eventos como: seminarios, congresos, talleres, simposios o conjuntos de trabajos sobre un solo tema que traten aspectos fundamentales o críticos para la agricultura y la ganadería tropical.

Los trabajos propuestos al Comité Editorial deben ser enviados en CD, DVD, impresos o a la dirección de correo: revistaagronomiaucv@gmail.com, el texto del manuscrito deberá estar en un solo archivo (formato WORD o compatible), La extensión de estos no excederá a **trescientas páginas** tamaño carta, incluyendo cuadros, figuras y fotografías, estas últimas deberán ser de excelente calidad con un buen contraste, identificadas con números correlativos, leyendas e indicación de ubicación en el texto.

Los trabajos propuestos deben comprender lo siguiente

Título. Deberá ser lo más conciso posible reflejando el contenido del trabajo. Indicando un título más breve, el cual se utilizará en el borde superior de cada hoja.

Autor(es). Nombres y apellidos, Institución a la cual pertenece(n), dirección postal y dirección electrónica.

Compendio. Cada artículo se acompañará de dos resúmenes que no excedan de 250 palabras cada uno, uno en el idioma original (Compendio) y otro en inglés (Abstract).

Texto. La redacción debe ser clara y sencilla respetando las normas internacionales relativas a las abreviaturas, símbolos y nomenclaturas, bien sean botánicas, anatómicas, zoológicas y químicas; la terminología y los sistemas de unidades; para los números decimales deben usarse punto y no coma, las unidades de mil y de millón se indicarán con un espacio en blanco, (por ejemplo: 1 000 y no 1.000).

Las referencias bibliográficas del texto se citarán indicando el apellido del autor y el año de publicación entre paréntesis.

Al final del trabajo, la bibliografía deben colocarse en orden alfabético, los datos de cada cita tomarán en cuenta si se trata de un libro, publicación periódica, boletín, tesis, etc.

Libros. Autor. Año. Título; subtítulo. Lugar de edición. Editorial. Páginas o Volúmenes.

Revistas. Autor. Año. Título; subtítulo. Nombre de la Revista. Volumen (Número): páginas.

Boletines. Autor. Año. Título; subtítulo. Nombre de la Institución que lo publica.

Nombre y número de serie. Páginas.

La información obtenida electrónicamente debe ser citada dentro de las referencias bibliográficas; acatando las normas de cada caso.

Los autores deben estandarizar la forma de identificarse, esto facilita su búsqueda en las bases de datos y evita confusión con otros, de nombres similares.

Publicaciones 2014 CDCH·UCV

LECTURA Y ESCRITURA PARA LA INVESTIGACIÓN

Adriana Bolívar y Rebecca Beke
Colección Monografías N° 108
(1°. reimpresión)

LILA RUÍZ DE MATEO ALONSO. MEMORIA Y CAPITAL SOCIAL DE UNA VENEZOLANA DEL SIGLO XX

Cristina Mateo
Colección Monografías N° 111

OPCIONES TEÓRICAS EN ECONOMÍA

Enzo Del Bufalo
Colección Estudios
(2°. edición)

AGRESIVIDAD ESCOLAR E INSTALACIÓN DEL EDIPO CULTURAL EN VENEZUELA

Samuel Hurtado
Convenio Editorial EBUC-CDCH

LOS FLASHMOBS: ENTRE EL ENTRETENIMIENTO Y EL CIBERACTIVISMO

Edixela Burgos
Colección Monografías N° 113
Libro digital (CD-ROM)

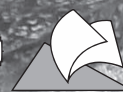
Nuestras publicaciones pueden ser adquiridas en el Departamento de Relaciones y Publicaciones del Consejo de Desarrollo Científico y Humanístico, ubicado en la Av. Principal de La Floresta, quinta Silenia, La Floresta, Caracas.

Teléfonos: 286.8648 - 605.0048 (Directos)
284.7077 - 284. 7666 Ext. 206
E-mail: publicaciones@cdch-ucv.net

Igualmente, están disponibles en Ventana UCV, la nueva librería ucevista, ubicada en la planta baja del edificio de la Biblioteca Central.

Toda la información inherente al Programa de Publicaciones puede ser consultada en:
www.cdch-ucv.net

- 📍 CDCH UCV
- 📧 @cdchucv
- 🌐 CDCH_UCV
- 📄 CDCH



Facultad de Agronomía
Universidad Central de Venezuela
Maracay, Noviembre 2022