

## Efecto de la Infección de *Spongospora subterranea* f. sp. *subterranea* en Hospederos Alternos

Effect of *Spongospora subterranea* f. sp. *subterranea* Infection on Alternate Hosts

Ivón Magaly Arcila Aristizábal<sup>1</sup>; Elena Paola González Jaimes<sup>2</sup>; Catalina María Zuluaga Amaya<sup>3</sup>; Mauricio Alejandro Marín Montoya<sup>4</sup> y José Miguel Cotes Torres<sup>5</sup>

**Resumen.** Como una de las posibles medidas de manejo de aplicación práctica para la reducción de inóculo de *Spongospora subterranea* f. sp. *subterranea* en suelos infestados con quistosoros del patógeno, se evaluó la incidencia de su infección en diferentes plantas hospederas durante tres siembras consecutivas. Las siembras se realizaron en macetas que contenían 2 kg de suelo previamente inoculados con una concentración de  $1 \times 10^5$  quistosoros  $g^{-1}$  de suelo; las cosechas de las plantas se realizaron cada tres meses, seleccionando dos muestras de raíz por maceta, una para observación de estructuras del patógeno por microscopía de luz, previa tinción con azul de tripano al 0,05% y otra para detección molecular mediante PCR en tiempo real (qPCR). Para el análisis estadístico se evaluaron los modelos Exponencial y Monomolecular, con el objetivo de seleccionar el que mejor se ajustara a los datos obtenidos. Según el valor estimado para la incidencia de estructuras del patógeno en las raíces, en las especies *Cyphomandra betacea*, *Physalis peruvianum*, *Solanum nigrum*, *Allium cepa*, *Solanum quitoense* y *Rumex crispus*, se reduce la presencia de quistosoros y zoosporangios después de tres siembras consecutivas en condiciones de casa de malla, mientras que en las especies *Petroselinum crispum*, *Pennisetum clandestinum*, *Zea mays* y *Solanum lycopersicum* se aumenta la incidencia de estructuras de *S. subterranea* f. sp. *subterranea* en las raíces.

**Palabras clave:** Sarna polvosa, *Solanum tuberosum*, plantas trampa, rotación de cultivos.

**Abstract.** Trap crops have been considered an alternative strategy to reduce the inoculum of soil pathogens such as *Spongospora subterranea* f.sp. *subterranea*. In this work, the incidence of this pathogen was evaluated at three consecutive sowings using different alternative hosts. Plants were sown in pots containing 2 kg of soil inoculated with  $1 \times 10^5$  cystosori per gram and harvested every three months. Roots were tested for the presence of cystosori and zoosporangia using light microscopy observations with trypan blue (0.05%) and Real-time PCR (qPCR). Data fitting was performed using Exponential and monomolecular models. According to the estimated incidence values of pathogen structures, plant species *Cyphomandra betacea*, *Physalis peruvianum*, *Solanum nigrum*, *Allium cepa*, *Solanum quitoense* and *Rumex crispus*, significantly reduced the amount of cystosori and zoosporangia after the three consecutive sowings. In contrast, *Petroselinum crispum*, *Pennisetum clandestinum*, *Zea mays* and *Solanum lycopersicum* increased the incidence of *S. subterranea* f. sp. *subterranea*.

**Key words:** Powdery scab, *Solanum tuberosum*, trap crops, crop rotation.

La sarna polvosa de la papa es una enfermedad causada por *Spongospora subterranea* (Wallroth) Lagerheim f. sp. *subterranea* Tomlinson. En 1842, Wallroth describió ésta enfermedad en granjas agrícolas alemanas y nombró el agente causal como *Erysibe subterranea*, un patógeno que produce masas de esporas en tubérculos de papa. En 1892 Lagerheim estudió las publicaciones que describían la enfermedad y propuso el nombre de *Spongospora subterranea* Wallr (Merz, 2008) y Tomlinson (1958) describió dos formas especiales similares morfológicamente,

pero que difieren en su patogenicidad y hospederos nombrándolos como *Spongospora subterranea* f. sp. *subterranea* y *Spongospora subterranea* f. sp. *nasturtii*, éste último agente causal de la enfermedad de la raíz curva de los berros (*Nasturtium officinale*). Actualmente, *S. subterranea* f. sp. *subterranea* se clasifica en la familia Plasmodiophoridae (Phylum Cercozoa) (Cavalier-Smith y Chao, 2003).

Los síntomas de la sarna polvosa de la papa se caracterizan por la presencia de pústulas polvosas en

<sup>1</sup> Ingeniero Agrónomo. Estudiante Maestría en Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Colombia - Sede Medellín – Facultad de Ciencias Agrarias – Departamento de Ciencias Agronómicas. A.A. 1779, Medellín, Colombia. <imarcila@unal.edu.co>

<sup>2</sup> Profesora Asociada. Politécnico Colombiano Jaime Isaza Cadavid - Facultad de Ciencias Agrarias. Carrera 48 No. 7-151, Medellín, Colombia. <epgonzalez@elpoli.edu.co>

<sup>3</sup> Profesor Ocasional. Politécnico Colombiano Jaime Isaza Cadavid - Facultad de Ciencias Agrarias. Carrera 48 No. 7-151, Medellín, Colombia. <catazuluaga81@gmail.com>

<sup>4</sup> Profesor Asociado. Universidad Nacional de Colombia - Sede Medellín - Facultad de Ciencias - Escuela de Biociencias. Calle 59A No 63-20, Medellín, Colombia. <mamarinm@unal.edu.co>

<sup>5</sup> Profesor Asociado. Universidad Nacional de Colombia -Sede Medellín - Facultad de Ciencias Agrarias - Departamento de Ciencias Agronómicas. A.A. 1779, Medellín, Colombia. <jmcotes@unal.edu.co>

Recibido: Noviembre 30 de 2012; aceptado: Noviembre 05 de 2013.

la superficie del tubérculo y múltiples agallas en las raíces (Harrison *et al.*, 1997). Las pústulas individuales en los tubérculos son de forma ovoide o circular, que con frecuencia se fusionan generando lesiones grandes de contornos irregulares. En las raíces, la formación de agallas disminuye la absorción de agua y nutrientes y por ende el normal desarrollo de las plantas infectadas (Falloon, 2008; Hoyos *et al.*, 2009). Falloon *et al.* (2005) reportan que plantas de papa inoculadas con el patógeno, presentaron una reducción del 76, 21, 17 y 7% en el uso eficiente del agua, materia seca total, longitud de las plantas y número de hojas, respectivamente, con relación a plantas sin inocular. En Colombia, Gilchrist *et al.* (2011), encontraron que la sarna polvosa reduce en plantas de *Solanum tuberosum* ssp. *andigena*, cv. Diacol Capiro, la longitud de las plantas, el peso seco foliar y el peso de los tubérculo en un 23%, 32% y 30%, respectivamente. Estos resultados se atribuyen a la reducción de la capacidad de absorción de agua y nutrientes de las raíces, lo cual se ve reflejado en la disminución del peso seco de la parte aérea de la planta, causado por una menor tasa de fotoasimilación para la translocación de carbohidratos a los tubérculos.

Estudios epidemiológicos relacionados con las variables ambientales y biológicas en la infección y desarrollo de la enfermedad, se han realizado como base de conocimientos fundamentales para el diseño de programas de manejo de la enfermedad. Así por ejemplo, se ha encontrado que el desarrollo de *S. subterranea* f. sp. *subterranea* se ve favorecido en climas húmedos y fríos, con temperaturas óptimas entre 12 y 15 °C (Merz, 2008). Van de Graaf *et al.* (2005) encontraron que la temperatura óptima para la formación de agallas está alrededor de 17 °C y para la infección de tubérculos alrededor de los 12 °C. Por su parte Fornier *et al.* (1996) determinaron que la liberación de las zoosporas se da a los 0, 10, 15, 25 °C con inóculo proveniente de tubérculo de la variedad Record, mientras que el inóculo de la variedad Emtestoltz no se liberó a los 0 °C; los autores explican que tal variación se debe a la dormancia de las esporas al interior de los quistosoros. En trabajos realizados por Alzate *et al.* (2008) se estableció que la mayor rapidez de la liberación de zoosporas se da entre los 15 y 23 °C. Corrales *et al.* (2012) conceptuaron que la temperatura óptima de liberación de zoosporas bajo condiciones controladas ocurre con una fluctuación de 20-15 °C día-noche.

Otras investigaciones han abordado más ampliamente factores que influyen en la incidencia y severidad de la

sarna polvosa, como el estudio adelantado por Van de Graaf *et al.* (2005), en el que no se halló una relación entre el tipo de suelo y dichas variables, mientras que las condiciones de humedad del suelo y temperatura ambiente si resultaron favorables para el desarrollo de la enfermedad. Además el nivel de inóculo del suelo no tiene un efecto significativo sobre la infección y desarrollo de la sarna polvosa, concluyendo que el avance de la enfermedad parece estar más relacionado con las condiciones ambientales (Van de Graaf *et al.*, 2007; Lees *et al.*, 2008).

Con base en el comportamiento del patógeno bajo condiciones controladas y de campo, se han propuesto varias estrategias de control, que incluyen el mejoramiento genético de papa por resistencia a *S. subterranea*, el tratamiento con productos químicos del tubérculo semilla, la desinfección de herramientas de trabajo, rotación de cultivos y la utilización de plantas trampa (Harrison *et al.*, 1997; Falloon, 2008). Sobre este último aspecto, White (1954), reporta que *Datura stramonium* redujo la severidad de la sarna polvosa en 79% en un cultivo siguiente de papa. Posteriormente, otros estudios (Harrison y Jones, 1970; Andersen *et al.*, 2002; Qu y Christ, 2006), amplían el rango de plantas trampa, identificando hospederos zoosporangiales, que permiten la infección del patógeno pero impiden que el ciclo de vida del patógeno se complete.

La rotación de cultivos de ciclo corto manejados como plantas trampa, ha sido utilizada en la reducción de varios fitopatógenos del suelo como el nemátodo *Meloidogyne* sp. y el protozoo *Plasmodiophora brassicae*, especie relacionada a *S. subterranea* f. sp. *subterranea* por pertenecer al mismo grupo de plasmodioforidos. Para el caso de *P. brassicae*, Macfarlane (1952) estudió su infección en crucíferas susceptibles después de varias siembras de *Daucus carota*, *Lolium perenne*, *Matthiola incana*, *Brassica rapa*, *Brassica* sp. encontrando disminución de la infección en plantas de repollo (*Brassica campestris*) y por esto sugiere la utilidad de estos cultivos como plantas trampa.

Ikegami (1985) demostró en lotes altamente infectados con *P. brassicae*, una disminución en el índice de la hernia de las crucíferas en *Brassica rapa* var. *pekinensis*, luego de cinco años de parcelas en rotación con barbecho, rábano (*Raphanus sativus*), soya verde (*Glycine max*), lechuga (*Lactuca sativa*), espinaca (*Spinacia oleracea*), pasto italiano (*Lolium multiflorum*) y zanahoria (*Daucus carota*). Murakami *et al.* (2000) evaluaron la influencia de *Raphanus sativus* var.

*longipinnatus* (rábano) en el control de *P. brassicae*, a partir del estudio del desarrollo de la enfermedad en col china previa inoculación con una concentración de  $10^4$  esporas  $g^{-1}$  de suelo. En éste experimento se encontraron diferencias significativas en las macetas que previamente fueron sembradas con rábano, con un índice de enfermedad menor (18,7%) que las macetas que tuvieron dos siembras consecutivas de col china (80,6%). Además, se apreció una reducción de inóculo del 71% en las macetas que inicialmente tuvieron rábano, comparado con las macetas control (sin planta). Al evaluarse en campo la metodología anterior, registraron una reducción de inóculo del 94% en las macetas con siembra inicial de rábano, demostrando que esta especie puede ser usada como una planta trampa para reducir el número de esporas de resistencia en suelo y subsecuentemente la enfermedad hernia de las crucíferas.

Murakami *et al.* (2001) demostraron una reducción en la severidad de la hernia de las crucíferas en col china después de sembrar plantas de avena, espinaca y rábano. Para esto, utilizaron dos concentraciones de inóculo de  $10^4$  y  $10^6$  esporas  $g^{-1}$  de suelo, en la siembra de cada una de las especies mencionadas, encontrando que hay una mayor reducción en la severidad de la enfermedad al inocular  $10^4$  esporas  $g^{-1}$  de suelo. Así mismo, se encontró una disminución en la cantidad de esporas de resistencia identificadas, en un rango aproximado de 29-62% dependiendo del cultivo sembrado, siendo de 62% con avena, 41% con espinaca (Cv. Atlas), 29% con espinaca (Cv. Baltic), 36% con rábano (Cv. FR-1) y 45% con rábano (Cv. CR-1), en comparación con la concentración inicial de  $1,6 \times 10^5$  esporas  $g^{-1}$  en la parcela control (sin plantas). Finalmente, luego de corroborar la infección en raíces diez días después de la siembra, estas no presentaron la sintomatología característica de la enfermedad. Los autores concluyen que las plantas sembradas antes de la col china promovieron la liberación de las zoosporas en el suelo, por lo cual *P. brassicae*, parásito obligado, no pudo cumplir su ciclo y producir nuevas esporas en estas plantas.

Tal como se ha presentado en otros cultivos, el establecimiento de plantas trampa podría ser una alternativa viable para complementar los programas de manejo integrado de la sarna polvosa de la papa. Por esto, en esta investigación se evaluó el efecto de la siembra de hospederos alternos de *S. subterranea* f. sp. *subterranea* en la incidencia de estructuras asociadas al patógeno dentro de las raíces de estos hospederos, durante tres siembras consecutivas, con el objetivo de

determinar la utilidad de dichas especies en sistemas de rotación con papa.

## MATERIALES Y MÉTODOS

**Localización y hospederos alternos evaluados.** La investigación se realizó en la Estación Agraria Paysandú de la Universidad Nacional de Colombia, ubicada en el corregimiento de Santa Elena, ciudad de Medellín, a una altura de 2.500 msnm. Se evaluaron 19 especies vegetales entre cultivables y arvenses asociadas al cultivo de papa, previamente reportadas por Arcila *et al.* (2013) como hospederas de *S. subterranea* f. sp. *subterranea*: *Allium cepa* L., *Apium graveolens* L., *Brassica oleraceae* L., *Coriandrum sativum* L., *Daucus carota* L., *Solanum lycopersicum* Mill., *Pennisetum clandestinum* Hochst. ex Chiov., *Petroselinum crispum* (Mill.) Nyman ex A.W. Hill, *Phaseolus vulgaris* L., *Physalis peruvianum* L., *Pisum sativum* L., *Polygonum nepalense* Meisn., *Raphanus sativus* L., *Rumex crispus* L., *Cyphomandra betacea* Cav., *Solanum nigrum* L., *Solanum quitoense* Lam., *Sonchus oleraceus* L., y *Zea mays* L.

**Preparación de inóculo.** Se utilizó inóculo de suelo proveniente de lotes de papa infectados del municipio de La Unión (Antioquia, Colombia), vereda La Cabaña a una altura de 2.497 msnm. Los quistosoros fueron cuantificados con cámara de Neubauer, siguiendo la metodología de Alzate *et al.* (2008), donde el suelo seco se pasa por un conjunto de tamices de 90 y 25  $\mu m$ . El inóculo se ajustó a una concentración de  $1 \times 10^5$  quistosoros  $g^{-1}$  de suelo.

**Siembra y cosecha.** Con el fin de medir el efecto que tiene la infección de *S. subterranea* f. sp. *subterranea* en raíces de plantas hospederas sobre el nivel de inóculo en el suelo, se analizó la presencia de estructuras del patógeno en raíces de estas especies detectadas por al menos una de las técnicas utilizadas, por microscopia o por PCR en tiempo real, durante tres siembras consecutivas, realizando evaluaciones cada 90 días; de ésta forma se asume que una mayor o menor incidencia de la infección en éstas plantas, tiene una relación directa con el nivel de inóculo en el suelo.

Se utilizaron semillas comerciales para especies cultivables y semillas silvestres (colectadas de lotes de papa) para las arvenses; ambas semillas se germinaron en turba, permaneciendo allí hasta la formación de dos pares de hojas verdaderas, luego se trasplantaron

a macetas que contenían 2 kg de suelo, momento en el cual se adicionó y mezcló el inóculo. Por cada ciclo de evaluación, correspondiente a 3 meses, se sembraron 15 plantas por especie, de las cuales cinco correspondían a testigos (sin inóculo). Las plantas permanecieron en casa de malla con riego manual cada dos días, a una temperatura promedio de 17 °C durante el día.

Al momento de la cosecha, tres meses después de la siembra, las raíces fueron extraídas, lavadas con agua corriente y examinadas para detectar síntomas de agallas. Cinco raíces por muestra fueron impregnadas con azul de tripano al 0,05%, para observar la presencia de estructuras del patógeno por microscopía de luz. Las raíces teñidas fueron montadas en portaobjetos y observadas en su totalidad en un microscopio de luz Nikon® E-200 con aumento total de 100X y 400X.

**Extracción de ADN y PCR en tiempo real.** Para las extracciones de ADN se seleccionaron raíces de las plantas que por microscopía presentaron estructuras asociadas a *S. subterranea* f. sp. *subterranea*. Las raíces de las plantas en las cuales no se observaron estructuras se unieron en dos grupos (*bulks*), evaluándose cinco submuestras por especie vegetal. La extracción se realizó con el kit *DNeasy Plant mini* (Qiagen®), siguiendo las instrucciones del fabricante, con elusión del ADN en 40 µl de agua destilada estéril.

Para la prueba de qPCR se utilizó el kit Maxima Probe/ROX qPCR Master Mix (2X) (Thermo SCIENTIFIC®), utilizando los cebadores SponF (5'CTTTGAGTGTCTGGTTTCTATTCTCCC3') y SponR (5'GCACGCCAATGGTTAGAGACG3') y la sonda TaqMan probe SponP (5' FAM-TCT TTC AAG CCA TGG ACC GAC CAG A- BHQ-1 3') que amplifican un fragmento de 138 pb de la región ITS2 del ADNr (Qu *et al.*, 2011). El volumen de cada reacción fue de 25 µL que contienen 12,5 µL de Maxima Probe /ROX qPCR Master Mix (2X) (Maxima® Hot Start Taq DNA polymerase, dNTPs y buffer de reacción), 9,5 µL de agua libre de nucleasas, 0,75 µL de cada cebador (10 µM), 0,5 µL de sonda (10 µM) y 1 µL de ADN. Las amplificaciones de PCR en tiempo real se llevaron a cabo en un equipo Rotor-Gene Q 5plex Platform (Qiagen®) con un paso de activación inicial de 95°C por 5 min, seguido por 45 ciclos a 95°C por 25 s y 60 °C por 1 min, considerando como positivas aquellas muestras que superaron el valor umbral (Ct) antes del ciclo 40 (Schena *et al.*, 2004). La adquisición de fluorescencia se realizó durante la etapa de extensión. Para confirmar la especificidad de las reacciones, algunos de los productos obtenidos en

qPCR, fueron separados por electroforesis en gel de agarosa al 2% y visualizados en un transiluminador de UV, con el sistema digital de análisis Bio Doc Analyze (Biometra®).

**Análisis estadístico.** Se analizaron los modelos Exponencial  $Y_i = \alpha_E e^{\beta_E t} + e_i$  ( $i = 1, 2, 3$ ) y el modelo Monomolecular  $Y_i = 1 - (1 - \alpha_M) e^{\beta_M t} + e_i$  ( $i = 1, 2, 3$ ) siendo  $Y_i$  la incidencia de estructuras de *S. subterranea* f. sp. *subterranea* (Quistosoros (Q), Zoosporangios (Z) o detección por qPCR (M)),  $\alpha_{(.)}$  es el intercepto,  $\beta_{(.)}$  es la tasa relativa del progreso de la epidemia en el caso del modelo exponencial y monomolecular, y  $e_i$  es el error residual.

Los modelos anteriores pueden ser linealizados mediante transformación logarítmica.

Exponencial linealizado (Madden *et al.*, 2007).

$$\ln(Y_i) = \ln(\alpha_E) + \beta_E t$$

Monomolecular linealizado (Madden *et al.*, 2007).

$$\ln\left(\frac{1}{1 - Y_i}\right) = \ln\left(\frac{1}{1 - \alpha_M}\right) + \beta_M t$$

Así, para ambos modelos se puede aplicar la siguiente expresión lineal general:

$$y_i = \alpha^* + \beta^* t + e_i$$

Donde  $\alpha^* = \ln(\alpha_E)$  ó  $\alpha^* = \ln\left(\frac{1}{1 - \alpha_M}\right)$  y,  $\beta^* = \beta_E$  ó  $\beta^* = \beta_M$  para el modelo exponencial y monomolecular respectivamente.

Debido a que  $Y_i$  debe ser mayor que 0 y menor que 1, se utilizó la metodología de estimación bayesiana que permite considerar este requisito. Así, la función de verosimilitud sigue una distribución normal truncada de la forma:

$$Y_i \sim NT(\alpha^* + \beta^* t, \sigma_e^2) \quad 0 \leq Y_i \leq 1$$

Se utilizaron las siguientes distribuciones *a priori* no informativas:

$$\beta^* \sim N(0, 1e^8)$$

$$\sigma^2 \sim X^2 - \text{escalada} (0,01; 0,001)$$

Como estimadores de bayes de obtuvieron la mediana de la distribución *a posteriori* conjunta de cada parámetro y se obtuvieron los intervalos de alta densidad *a posteriori* (HPD) de 90%.

Para comparar los dos modelos se definió la función de ajuste absoluta mediante la siguiente expresión:

$$A = \sum_{i=1}^3 |\hat{y}_i - y_i|$$

donde  $\hat{y}_i$  es el valor estimado de bayes para cada modelo. El mejor modelo es aquel que representa el menor valor de A.

Para estos análisis se utilizó el ambiente estadístico R (R Development Core Team, 2012) y los paquetes MCMCpack (Martin *et al.*, 2011) y Coda (Plummer *et al.*, 2006).

### RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Al momento de la evaluación de las raíces, las especies no presentaron la sintomatología característica de la enfermedad como son las agallas, en ninguna de las tres evaluaciones realizadas. Qu y Christ (2006)

reportan resultados similares para *S. subterranea* f. sp. *subterranea* y Murakami *et al.* (2001) para *P. brassicae* donde plantas de avena, espinaca y rábano inoculadas, fueron infectadas pero no presentaron la sintomatología característica de la hernia de las crucíferas.

Con base en el estimado y los límites HPD en los dos modelos, se seleccionó el que mejor se ajustara a las especies. Así, el modelo exponencial presentó un mejor ajuste en las especies *A. cepa*, *R. crispus*, *R. sativus*, *P. clandestinum*, *P. crispum*, *P. peruvianum*, y *S. quitoense*, mientras que el modelo monomolecular se ajustó a las especies *C. betacea*, *S. nigrum* y *S. lycopersicum* (Tabla 1). Los modelos analizados no se ajustaron a las especies *A. graveolens*, *C. sativum*, *D. carota*, *B. oleraceae*, *P. vulgaris*, *P. sativum*, *P. nepalense* y *S. oleraceus*, ya que la incidencia de la infección o detección del patógeno por qPCR en las raíces de todas las cosechas, fue menor del 10%, presentándose un

**Tabla 1.** Valores estimados para la función de ajuste absoluto y sus respectivos intervalos de alta densidad *a posteriori* (HPD) de 90%, para los modelos Exponencial y Monomolecular en las especies hospederas de *Spongospora subterranea* f. sp. *subterranea* durante tres siembras consecutivas.

Especie	Exponencial			Monomolecular			Ratio E/M	Modelo Seleccionado
	Estimado	Límites HPD		Estimado	Límites HPD			
		Inferior	Superior		Inferior	Superior		
<i>C. betacea</i> Cav.	0,1432	0,1112	0,1765	0,0495	0,0432	0,0557	2,8926	M
<i>P. peruvianum</i> L.	0,2747	0,2280	0,3162	0,2671	0,2409	0,2921	1,0286	E
<i>P. crispum</i> (Mill.) Nyman ex A.W. Hill.	0,0859	0,0611	0,1061	0,2241	0,2000	0,2529	0,3832	E
<i>S. nigrum</i> L.	0,2952	0,2220	0,3666	0,1457	0,1256	0,1653	2,0263	M
<i>P. clandestinum</i> Hochst. ex Chiov.	0,1673	0,1444	0,1918	0,1470	0,1293	0,1648	1,1381	E
<i>Z. mays</i> L.	0,3939	0,3047	0,4773	0,5793	0,5043	0,6319	0,6799	E
<i>A. cepa</i> L.	0,3900	0,3051	0,4729	0,2888	0,2409	0,3349	1,3502	E
<i>R. sativus</i> L.	0,6998	0,6420	0,7642	0,8575	0,7564	0,9542	0,8162	E
<i>S. lycopersicum</i> Mill.	0,2141	0,1519	0,2797	0,0771	0,0696	0,0887	2,7769	M
<i>S. quitoense</i> Lam.	0,2979	0,2202	0,3725	0,3383	0,3064	0,3867	0,8806	E
<i>R. crispus</i> L.	0,4701	0,3271	0,6278	0,3448	0,2998	0,3922	1,3636	E

\* M: Modelo monomolecular. E: Modelo exponencial.

comportamiento errático de la epidemia a lo largo de las tres siembras consecutivas.

Como se puede observar en la Tabla 2, las especies que más reducen el progreso de la infección durante tres

siembras consecutivas son *C. betacea*, *P. peruvianum*, *S. nigrum*, *A. cepa*, *S. quitoense*, y *R. crispus* con un 17,82; 34,44; 25,49; 73,35; 68,87 y 75,09 % respectivamente, lo que podría estar relacionado con una disminución en el nivel de inóculo del patógeno en el suelo. La

especie que más aumenta el inóculo en el suelo es *P. crispum*, reflejado en la mayor tasa relativa del progreso de la enfermedad con un 84,76%, seguido de *Z. mays* y *S. lycopersicum* con un aumento de la

enfermedad de 56,56 y 43,39%, respectivamente. El pasto *P. clandestinum* comúnmente llamado kikuyo muy utilizado en rotación con papa, tiene una tasa relativa del progreso de la enfermedad de 24,09%, es

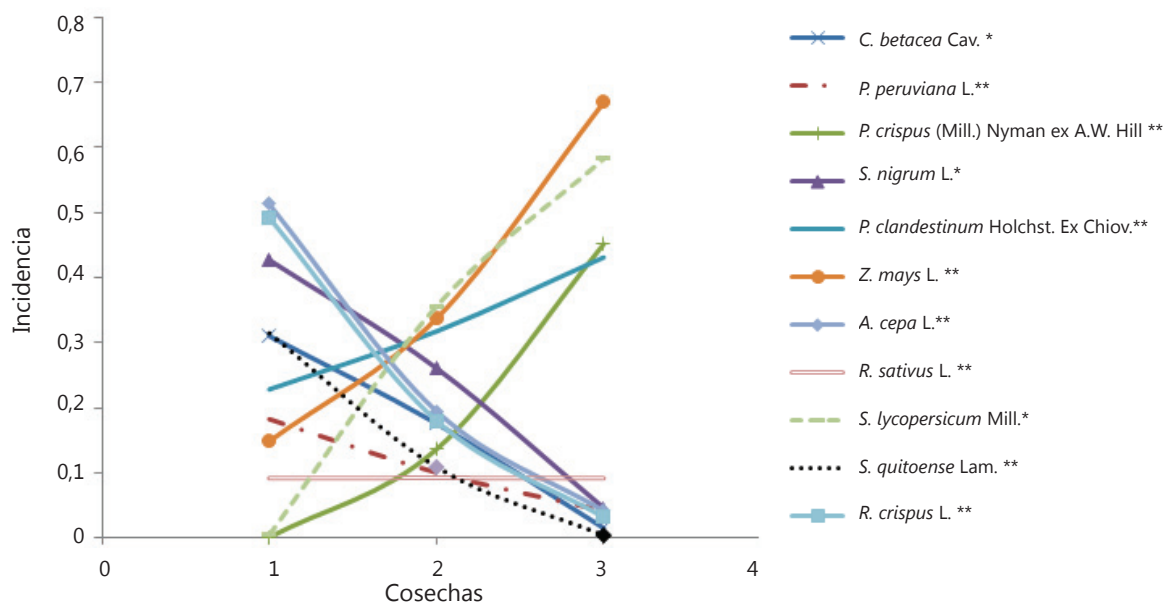
**Tabla 2.** Estimativa *a posteriori* para la tasa relativa de la presencia de *Spongospora subterranea* f. sp. *subterranea* para cada especie hospedera y sus respectivos intervalos de alta densidad *a posteriori* (HPD) de 90%.

Especie	Límites HPD		
	Beta	Inferior	Superior
<i>C. betacea</i> Cav.	-0,1782	-0,1867	-0,1698
<i>P. peruviana</i> L.	-0,3444	-0,5337	-0,1563
<i>P. crispum</i> (Mill.) Nyman ex A.W. Hill	0,8476	0,82232	0,87760
<i>S. nigrum</i> L.	-0,2549	-0,2813	-0,2279
<i>P. clandestinum</i> Holchst. Ex Chiov.	0,2409	0,1845	0,2976
<i>Z. mays</i> L.	0,5656	0,4480	0,6848
<i>A. cepa</i> L.	-0,7335	-0,9050	-0,5553
<i>R. sativus</i> L.	0,0006	-0,3398	0,34723
<i>S. lycopersicum</i> Mill.	0,4339	0,42113	0,4489
<i>S. quitoense</i> Lam.	-0,6887	-0,8059	-0,5524
<i>R. crispus</i> L.	-0,7509	-0,9782	-0,5231

decir que por cada 1% de plantas enfermas la siguiente cosecha tendrá 24% más infección por ciclo.

En los tiempos de evaluación de cada una de las cosechas, las mayores incidencias iniciales se observan en *A. cepa*, *R. crispus* y *S. nigrum* con 51,31; 49,21 y

42,72%; respectivamente; sin embargo, éstas especies presentaron las más bajas incidencias finales (4,13; 3,2 y 4,6%; respectivamente) con relación a las demás especies evaluadas, presentándose una disminución de la incidencia en 91,93; 93,53 y 89,25%; respectivamente durante el tiempo de evaluación. Las mayores incidencias finales se observan



**Figura 1.** Estimativa *a posteriori* para la incidencia de *S. subterranea* f. sp. *subterranea* para cada especie.

\* Modelo monomolecular

\*\* Modelo exponencial

en *Z. mays* (67,00%) y *S. lycopersicum* (58,3%), aumentando la incidencia en 33,25 y 58,28%, respectivamente, con relación a la incidencia inicial (Figura 1).

Investigaciones similares en cuanto a la disminución de la infección del patógeno en plantas hospederas son informadas por White (1954), donde la siembra de *D. stramonium* previo a un cultivo de papa, redujo la severidad de la sarna polvosa en un 79%. Mejores resultados se presentan en esta investigación con reducciones hasta del 93,53% con *R. crispus* en la incidencia de la enfermedad. Otras especies han sido utilizadas por su capacidad de actuar como plantas trampa, reportadas como reductoras de inóculo de *S. subterranea* f. sp. *subterranea* (Larkin y Griffin, 2007) y otros patógenos del suelo (Melakeberhan *et al.*, 2006); de esta forma Larkin y Griffin (2007) evaluaron rotaciones en campo con *R. sativus* y encontraron una disminución en la incidencia de *S. subterranea* f. sp. *subterranea* en un 19-39% con relación a una rotación con *Avena sativa* L., concluyendo que *R. sativus* reduce el porcentaje de infección en el tiempo debido a la inducción de la liberación de las zoosporas y la captura del patógeno, disminuyendo así en el tiempo, la concentración y la capacidad infectiva del patógeno. Sin embargo, contrario a lo que reportan éstos autores, en la presente investigación, la especie *R. sativus* presentó un porcentaje de infección constante durante las tres cosechas evaluadas.

Otras investigaciones han sido reportadas en *P. brassicae*, por disminuir la infección en plantas de *Brassica oleraceae*; es así como Macfarlane (1952) encontró que después de la siembra de *D. carota*, se redujo la infección en plantas de repollo, sugiriendo a éste cultivo como planta trampa. Un poco más reciente, Murakami *et al.* (2000) evaluó bajo invernadero y en campo, la influencia de *R. sativus* var. *longipinnatus* (rábano) en el control de *P. brassicae* en plantas de col china. En éste trabajo definieron un índice de enfermedad menor (18,7%) y una reducción de inóculo del 71% en las macetas sembradas con rábano que las sembradas con col china (80,6%) y en campo observaron una reducción de inóculo del 94% en las parcelas con una siembra inicial de rábano, demostrando que esta planta puede ser usada como una planta trampa por reducir el número de quistosoros en el suelo y decrecer subsecuentemente la hernia de las crucíferas. Así, y de acuerdo con los resultados de esta investigación es factible utilizar las especies que redujeron la incidencia de la epidemia en un programa de manejo de la enfermedad. *A. cepa*

planta de ciclo corto, puede aplicarse en rotaciones de cultivos de papa, de forma que la actividad agrícola tradicional de las regiones paperas no se afecte por largas sustituciones; en los casos de *C. betacea*, *P. peruviana* y *S. quitoense*, si bien los ciclo largos de producción podrían afectar la tradición cultural agrícola de una región, tendrían a su favor el hecho de que al sembrarlas mantienen la productividad del terreno, evitando largos periodos de inactividad agrícola en éste.

Rotaciones largas en el tiempo son recomendadas entre cultivos de papa, ya que la probabilidad de supervivencia del patógeno puede reducirse de un cultivo de papa al próximo. Falloon (2008) recomienda periodos mínimos de cinco años para asegurar que las poblaciones de *S. subterranea* f. sp. *subterranea* sean reducidas. Ikegami (1985) corroboró una disminución en el índice de la hernia de las crucíferas en *Brassica rapa* var. *pekinensis*, luego de la permanencia durante cinco años de parcelas en barbecho, rábano (*R. sativus*), soya verde (*Glycine max*), lechuga (*Lactuca sativa*), espinaca (*Spinacia oleracea*), pasto italiano (*Lolium multiflorum*) y zanahoria (*D. carota*) y Murakami *et al.* (2001) demostraron una reducción en la severidad de la hernia de las crucíferas en col china por la siembra de plantas como avena, espinaca y rábano, previa a la evaluación, encontrando una disminución de 62% en rotación con avena, 41% con espinaca (variedad Atlas), 29% con espinaca (variedad Baltic), 36% con rábano (variedad FR-1) y 45% con rábano variedad (CR-1) comparado en la parcela control (sin plantas). Igualmente en esta investigación en *S. subterranea* f. sp. *subterranea*, se encontraron reducciones variables en la tasa relativa de la epidemia en el tiempo en un rango aproximado de 18-75% dependiendo de la especie sembrada en el suelo inoculado, así las mayores reducciones se observaron en *R. crispus* con un 75%, *A. cepa* con un 73% y *S. quitoense* con un 69% por ciclo de evaluación.

Los trabajos realizados con plantas trampa para la reducción de inóculo de *S. subterranea* f. sp. *subterranea* son pocos. Harrison y Jones (1970), Andersen *et al.* (2002), Qu y Christ (2006), han diferenciado plantas arvenses y de cultivo como hospederos zoosporangiales y hospederos que permiten la producción de quistosoros, siendo las primeras útiles como plantas trampa pues en éstas el patógeno ingresa, realiza parte de su ciclo de vida pero no ocurre la formación de estructuras de resistencia. Así, los resultados obtenidos, permiten complementar el concepto de plantas trampa para *S. subterranea* f. sp. *subterranea*, como aquellas plantas

que aun siendo hospederas del patógeno, puedan disminuir su infección en el tiempo, siendo algunas de las especies identificadas como tal: *C. betacea*, *P. peruviana*, *S. nigrum*, *A. cepa*, *S. quitoense* y *R. crispus*.

### CONCLUSIONES

Durante tres siembras consecutivas de las especies reportadas como hospederas de *S. subterranea* f. sp. *subterranea* en macetas inoculadas, las especies *C. betacea*, *P. peruvianum*, *S. nigrum*, *A. cepa*, *S. quitoense*, y *R. crispus*, redujeron la incidencia de la infección del patógeno lo que implicaría una disminución en el nivel de inóculo del patógeno en el suelo. De ésta forma éstas especies son catalogadas como plantas trampa, siendo útiles en un programa de rotación de cultivos de papa para el manejo integrado de la sarna polvosa. Las especies *P. crispum*, *P. clandestinum*, *Z. mays* y *S. lycopersicum* aumentaron la incidencia de la infección del patógeno durante tres siembras consecutivas, lo que sugiere que éstas especies pueden aumentar el nivel de inóculo en el suelo al aumentar la incidencia de la infección en el tiempo. Con base en esto no se recomienda la utilización de estas especies en rotación con cultivos de papa.

### AGRADECIMIENTOS

Esta investigación fue financiada a través del proyecto "Uso de plantas trampa para la reducción de inóculo de *Spongospora subterranea* como medida de manejo de la sarna polvosa de la papa y determinación de la susceptibilidad de cultivos de rotación" cofinanciado por el Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR), y por la Asociación Hortofrutícola de Colombia (ASOHOFrucol), y ejecutado por el Politécnico Colombiano Jaime Isaza Cadavid, la Universidad Nacional de Colombia Sede Medellín y la Federación de Productores de papa de Colombia (FEDEPAPA). Los autores expresan sus agradecimientos a los grupos de investigación de Sistemas Agrícolas Tropicales (COL0007149), y Mejoramiento y Producción de Especies Andinas y Tropicales (COL0039484).

### BIBLIOGRAFÍA

Alzate, D.E., L.M. Hoyos y E.P. González. 2008. Factores que inciden en la liberación de zoosporas de *Spongospora subterranea* (Wallroth) Lagerheim f. sp. *subterranea* Tomlinson. Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín 61(2): 4503-4510.

Andersen, B.A.B., M. Nicolaisen and N.M. Nielsen. 2002. Alternative hosts for potato mop-top virus, genus Pomovirus and its vector *Spongospora subterranea* f. sp. *subterranea*. Potato Research 45(1): 37-43.

Arcila, I.M., E.P. González, C.M. Zuluaga and J.M. Cotes. 2013. Alternate hosts of *Spongospora subterranea* f. sp. *subterranea* identification in Colombia by bioassay. Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín 66(2): 6987-6998.

Cavalier-Smith, T. and E. Chao. 2003. Phylogeny and classification of phylum Cercozoa (Protozoa). Protist 154(3-4): 341-358.

Corrales, P.C., A.C. Zuluaga, J.M. Cotes y E.P. González. 2012. Determinación de las condiciones óptimas para la liberación de zoosporas de *Spongospora subterranea* en bioensayos. Tropical Plant Pathology 37(4): 239-245.

Falloon, R.E. 2008. Control of powdery scab of potato: towards integrated disease management. American Journal Potato Research 85(4): 253-260.

Falloon, R.E., D. Curtin, R.A. Lister and R.C. Butler. 2005. Root function and growth of potato plants reduced by *Spongospora subterranea* infection. American Journal Potato Research 82(1): 68.

Fornier, N., A.A. Powell and P.J. Burgess. 1996. Factors affecting the release of primary zoospores from cystosori of *Spongospora subterranea* assessed using monoclonal antibody Elisa test plant viruses with fungal vectors. pp. 89-92. In: J.L. Sherwood & C.M. Rush (eds.). Proceedings of the Third Symposium of the International Working Group on Plant Viruses with Fungal Vectors. American Society of Sugar Beet Technologists, Dundee, Scotland. 192 p.

Gilchrist, E., J. Soler, U. Merz and S. Reynaldi. 2011. Powdery scab effect on the potato *Solanum tuberosum* ssp. *andigena* growth and yield. Tropical Plant Pathology 36(6): 350-355.

Harrison, B.D and R.A.C. Jones. 1970. Host range and some properties of potato mop-top virus. Annals of Applied Biology 65(3): 393-402.

Harrison, J.G., R.J. Searle and N.A. Williams. 1997. Powdery scab disease of potato -a review. Plant Pathology 46(1): 1-25.



- Hoyos, L., M. Villegas y E.P. González. 2009. Observaciones histológicas de estructuras celulares asociadas a *Spongospora subterranea* f. sp. *subterranea* en papa. Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín 62(2): 5039-5045.
- Ikegami, H. 1985. Decrease of clubroot fungus by cultivation of different crops in heavily infested soil. Research Bulletin of the Faculty of Agriculture, Gifu University 50: 19-32.
- Larkin, R. and T. Griffin. 2007. Control of soilborne potato diseases using *Brassica* green manures. Crop Protection 26(7): 1067-1077.
- Lees, A.K., P. van de Graaf and S. Wale. 2008. The Identification and detection of *Spongospora subterranea* and factors affecting infection and disease. American Journal Potato Research 85(4): 247-252.
- Macfarlane, I. 1952. Factors affecting the survival of *Plasmodiophora brassicae* Wor. in the soil and its assessment by a host test. The Annals of Applied Biology 39(2): 239-256.
- Madden, L., G. Hughes and F. van den Bosch. 2007. The study of plant disease epidemics. The American Phytopathological Society, APS Press, St. Paul, MN. 432 p.
- Martin, A.D., K.M. Quinn and J. Hee Park. 2011. MCMCpack: Markov Chain Monte Carlo in R. Journal of Statistical Software 42(9): 1-22.
- Melakeberhan, H., A. Xu, A. Kravchenko, S. Mennan and E. Riga. 2006. Potential use of arugula (*Eruca sativa* L.) as a trap crop for *Meloidogyne hapla*. Nematology 8(5): 793-799.
- Merz, U. 2008. Powdery scab of potato-occurrence, life cycle and epidemiology. American Journal of Potato Research 85(4): 241-246.
- Murakami, H., S. Tsushima, T. Akimoto, K. Murakami, I. Goto and Y. Shishido. 2000. Effects of growing leafy daikon (*Raphanus sativus*) on populations of *Plasmodiophora brassicae* (clubroot). Plant Pathology 49(5): 584-589.
- Murakami, H., S. Tsushima, T. Akimoto and Y. Shishido. 2001. Reduction of spore density of *Plasmodiophora brassicae* in soil by decoy plants. Journal of General Plant Pathology 67(1): 85-88.
- Plummer, M., N. Best, K. Cowles and K. Vines. 2006. CODA: Convergence diagnosis and output analysis for MCMC. R News 6(1): 7-11.
- Qu, X.S. and B.J. Christ 2006. The host range of *Spongospora subterranea* f. sp. *subterranea* in the United States. American Journal Potato Research 83(4): 343-347.
- Qu, X.S., L.A. Wanner and B.J. Christ. 2011. Multiplex real-time PCR (TaqMan) assay for the simultaneous detection and discrimination of potato powdery and common scab diseases and pathogens. Journal of Applied Microbiology 110(3): 769-777.
- R Development Core Team. 2012. R: A language and environment for statistical computing. Viena, Austria. In: <http://www.R-project.org>
- Schena, L., F. Nigro, A. Ippolito, y D. Gallitelli. 2004. Real-time quantitative PCR: a new technology to detect and study phytopathogenic and antagonistic fungi. European Journal of Plant Pathology 110(9): 893-908.
- Tomlinson, J.A. 1958. Crook root of watercress: The causal organism *Spongospora subterranea* (Wallr.) Lagerh. f. sp. *nasturtii* f. sp. *NOV*. Transactions of the British Mycological Society 41(4): 491-498.
- Van de Graaf, P., A.K. Lees, S.J. Wale and J.M. Duncan. 2005. Effect of soil inoculum level and environmental factors on potato powdery scab caused by *Spongospora subterranea*. Plant Pathology 54(1): 22-28.
- Van de Graaf, P., S.J. Wale and A.K. Lees. 2007. Factors affecting the incidence and severity of *Spongospora subterranea* infection and galling in potato roots. Plant Pathology 56(6): 1005-1013.
- White, N.H. 1954. The use of decoy crops in the eradication of certain soil-borne plant diseases. Australian Journal Science 17(1): 18-19.

