

Evaluación de métodos de inoculación de *Rhizoctonia solani* en plantas de remolacha azucarera

Evaluation of inoculation methods of *Rhizoctonia solani* in sugar beet plants



CARLOS A. BERDUGO^{1, 2}

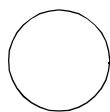
RICHARD A. SIKORA¹

ERICH-CHRISTIAN OERKE¹

Inoculación de *Rhizoctonia solani* en plantas de remolacha azucarera. Foto: C.A. Berdugo

RESUMEN

Una de las alternativas más eficientes y ambientalmente seguras para controlar las enfermedades causadas por *Rhizoctonia solani* en remolacha azucarera es el uso de variedades resistentes o tolerantes. Se probaron dos métodos de inoculación de *R. solani*: inóculo sólido (mezcla de arena-harina) e inóculo líquido (caldo de papa dextrosa). Se utilizó una variedad susceptible y una moderadamente tolerante a *R. solani*. Los síntomas en la raíz y en las hojas de remolacha se evaluaron cuatro semanas después de la inoculación individual con uno de los dos grupos de anastomosis de *R. solani* (GA 2-2IIIB y GA 4). En ambas variedades, la incidencia de la enfermedad fue del 100%, y la severidad en la remolacha y en las hojas fue mayor con el empleo del inóculo líquido, independientemente del grupo de anastomosis usado. La severidad de la enfermedad fue siempre mayor cuando GA 4 se utilizó como inóculo. La mortalidad fue significativamente diferente entre las plantas tratadas con diferentes grupos de anastomosis y entre variedades. Los resultados de este estudio demostraron que el uso de inóculo líquido de *R. solani* es muy eficaz para producir la infección en las remolachas, y se convierte en una alternativa viable para evaluar la resistencia de variedades de remolacha azucarera en programas de mejoramiento.



Palabras clave adicionales: *Beta vulgaris*, patogenicidad, tolerancia.

¹ Institute of Crop Science and Resource Conservation (INRES) – Phytomedicine, Rheinische Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn, Nussallee 9, Bonn, Alemania

² Autor para correspondencia: s7caberd@uni-bonn.de

ABSTRACT

The most efficient and environmentally safe alternative to control *Rhizoctonia solani* diseases is the use of resistant or tolerant varieties. In order to establish the resistance level of sugar beet varieties several inoculation methods and techniques to produce the inoculum were used. The aim of this study was to compare inoculation techniques useful to estimate genetic resistance in sugar beet varieties. Two already used inoculation techniques were tested; solid inoculum (sand-flour mix) and liquid inoculum (Potato Dextrose Broth). One susceptible and one moderate tolerant variety towards *R. solani* were used. Beet and leaf symptoms were assessed in plants, four weeks after the inoculation of one of the two *R. solani* anastomosis groups (AG 2-2IIIB and AG 4). Plants were harvested, evaluated and compared to non-inoculated control. In both varieties, disease incidence was 100% and the average of the disease severity in beets and leaves was higher regardless the anastomosis group when the liquid inoculum was used. In contrast, high number of «escapes» was found when the solid inoculum was used. Disease severity was always higher when AG4 was used as inoculum. The mortality was significantly different among plants treated with different anastomosis groups and between varieties. The results of this study demonstrated that the use of liquid *R. solani* inoculum is highly effective in order to produce an infection on beets and becomes a viable alternative to evaluate resistance of sugar beet varieties in breeding programs.

Additional key words: *Beta vulgaris*, pathogenicity, tolerance

Fecha de recepción: 26-07-2010

Aprobado para publicación: 26-10-2010

INTRODUCCIÓN

La remolacha azucarera (*Beta vulgaris*) se ha utilizado para diferentes propósitos, de los cuales el más importante ha sido la producción de azúcar; más recientemente, la especie ha tomado importancia económica como sustrato para la producción de bioetanol. El cultivo se encuentra principalmente en zonas templadas, y es la fuente de casi el 40% del azúcar total producido en todo el mundo (SIL, 2007). En Europa y Estados Unidos, el cultivo es uno de los más importantes componentes de la economía agrícola. Según la FAO (2008), los países que reportaron las mayores producciones en todo el mundo en 2006 fueron Francia, Alemania, Estados Unidos, Ucrania y Rusia.

El basidiomiceto *Rhizoctonia solani* Kühn (teleomorfo *Thanatephorus cucumeris* [Frank] Donk) es un patógeno común del suelo. De acuerdo con la fusión de hifas, catorce grupos de anastomosis (GA 1 a GA 13 y GA-BI) y 21 subgrupos se han determinado

(Carling *et al.*, 1999; Carling, 2000; Carling *et al.*, 2002; Harikrishnan y Yang, 2004). El hongo

puede sobrevivir como micelio en residuos de cosecha (Cubeta y Vigalys, 1997; Whitney y Duffus, 1986), como esclerocios en el suelo y en malezas hospederas durante el invierno (Roberts y Herr, 1979; Hyakumachi y Ui, 1982). Los daños causados por este patógeno pueden ser devastadores, lo que genera deficiencias en la calidad de remolacha y pérdidas significativas de rendimiento (Anderson, 1982; Powelson *et al.*, 1993; Windels y Jones, 1989). La presencia de *R. solani* en el suelo es un factor limitante para el óptimo desarrollo del cultivo, debido a que este patógeno es el agente causal de las enfermedades conocidas como podredumbre de la corona y pie negro. Varios grupos de anastomosis se han reportado en la remolacha azucarera, tales como GA 1, GA 2-1, GA 3, GA 4 y 5 (Naito *et al.*, 1976; Herr, 1996; Less *et al.*, 2002.). El grupo de anastomosis que causa la podredumbre de la corona es GA 2-2, el cual se divide en GA2-2IIIB y GA 2-2IV (Ogoshi, 1987; Sneh *et al.*, 1991.); ambos subgrupos pueden causar esta enfermedad en remolacha azucarera (Sneh *et al.*, 1991). *Rhizoctonia solani* también

puede causar la enfermedad conocida como pie negro, que es probablemente el síntoma más común causado por este hongo (Bennett y Leach, 1971; Ruppel, 1972; Naito *et al.*, 1976; O'Sullivan y Kavanagh 1991). El grupo de anastomosis más frecuentemente asociado con el pie negro de la remolacha es GA 4 (Herr, 1996; Leach, 1991; Rush *et al.*, 1994; Nagendran *et al.*, 2009).

El manejo de ambas enfermedades es muy complicado, debido a la naturaleza del patógeno. Los métodos de control más utilizados son la aplicación de fungicidas, la rotación de cultivos y el uso de variedades tolerantes; este último se convierte en una de las alternativas más eficaces y ambientalmente más seguras para el manejo de la enfermedad (Sherf y MacNab, 1986).

La búsqueda de nuevos materiales resistentes o tolerantes para combatir la enfermedad sigue siendo necesaria (Märlander *et al.*, 2003; Büttner *et al.*, 2003). Se han realizado pruebas en invernadero y en laboratorio para determinar el nivel de resistencia de diferentes variedades de remolacha azucarera (Bugbee y Campbell, 1990; Scholten and Panella, 2001; Büttner *et al.*, 2004).

Algunos estudios mostraron que las pruebas en invernadero y en laboratorio son una buena alternativa a las realizadas en campo (Scholten and Panella, 2001; Büttner *et al.*, 2004). Uno de los principales problemas que pueden afectar la evaluación de la resistencia en invernadero es la ineficacia del inóculo (escapes), debido a factores como su mala calidad, su insuficiente cantidad o su incorrecta ubicación en el sustrato, entre otros.

Diferentes sustratos para la producción de inóculo se han utilizado en el pasado; estos incluyen las semillas de maíz y cebada, así como las mezclas de harina y arena (Green, 1993; Scholten and Panella, 2001; Engelkes y Windels, 1994; Zens, 2001; Brantner y Windels, 2008). El uso de granos para la producción de inóculo de hongos del suelo hace que la inoculación sea más difícil, debido a que el desarrollo de la infección no siempre es uniforme (Hecker y Ruppel, 1977); en algunos ensayos la homogeneidad de la enfermedad fue deficiente (Koch, 2003). La técnica utilizada para la producción del inóculo debe permitir un crecimiento homogéneo del patógeno y asegurar un óptimo desarrollo del

proceso de infección. No hay una propuesta sobre el sustrato más conveniente para obtener un adecuado desarrollo del hongo, y así lograr que la inoculación sea exitosa.

Con el fin de determinar los niveles de resistencia de variedades de remolacha azucarera a las enfermedades conocidas como pudrición de la corona y pie negro, causadas por *R. solani*, fueron evaluadas dos diferentes alternativas de producción de inóculo bajo condiciones de invernadero.

MATERIALES Y MÉTODOS

Material vegetal

Se utilizaron dos variedades de remolacha azucarera (*Beta vulgaris* L.): la variedad susceptible (Alyssa) y la moderadamente tolerante (Calida). Se sembraron semillas de remolacha azucarera en bandejas múltiples (60 x 40 x 30 cm), que contenían una mezcla previamente autoclavada de suelo de campo y arena (1:1, v / v). Las plantas se mantuvieron bajo condiciones de invernadero a $22 \pm 2^\circ\text{C}$ (día) / 18°C (noche), con luz artificial adicional de $390 \text{ mol s}^{-1} \text{ m}^{-2}$ durante 12 h d^{-1} . Las plántulas se trasplantaron 30 d después de la germinación a macetas de 0,9 L (820 g de mezcla de sustrato). Las plantas se irrigaron diariamente para mantener el contenido de humedad del suelo (aprox. 55-85%) así como para proporcionar un ambiente favorable para el proceso de infección y el mismo crecimiento de las plantas. Con el fin de garantizar un suministro adecuado de nutrientes, fue aplicada a cada planta, cada dos semanas, una solución de un fertilizante comercial: NPK (14-10-14, 2 g L^{-1} ; Aglukon, Düsseldorf, Alemania).

Material microbiológico (*Rhizoctonia solani*)

Los aislamientos de *Rhizoctonia solani* utilizados en este estudio se obtuvieron de la colección del SRI (Institut für Nutzpflanzenwissenschaften und Ressourcenschutz), Sección Fitomedicina, Rheinische Friedrich-Wilhelms-Universität,

Bonn, Alemania. Uno de los aislamientos pertenecía al grupo de anastomosis GA 2-2IIIB, el cual fue suministrado por Pflanzenschutzamt Nordrhein-Westfalia (Bonn); el otro pertenecía al grupo de anastomosis GA 4 y fue suministrado por el Prof. Dr. A. Ogoshi, Facultad de Agricultura, Hokkaido Universidad, Japón. Los aislamientos se mantuvieron en PDA 100% (agar papa dextrosa, Becton Dickinson), en cajas de Petri (\varnothing 56 mm). Los medios de cultivo contenían 150 ppm de estreptomycin y cloranfenicol (DIFCO Company), para evitar la contaminación bacteriana. El hongo fue incubado en la oscuridad durante 10 a 14 d a 21°C.

Preparación del inóculo

Inóculo sólido

Fue seguido el protocolo para la producción de inóculo en un medio de arena-harina, propuesto por Zens *et al.* (2001). El sustrato consistió en 50 g de arena, 1,5 g de harina de trigo y 7 mL de agua corriente, que se mezclaron en un Erlenmeyer de 200 ml de capacidad, que se selló posteriormente con un tapón de algodón. El sustrato de crecimiento se autoclavó durante 50 min a 121°C y 1 bar de presión. Después de enfriarse, los frascos se inocularon con cuatro discos de 7 mm de diámetro tomados a partir de cultivos de 14 d de edad provenientes de los platos de PDA (AP [Becton Dickinson, Le Pont de Claix, Francia] + Agar [AppliChem, Darmstadt, Alemania]). Los recipientes se incubaron a 21°C en la oscuridad durante 14 d y se agitaron cada 2 d para optimizar el crecimiento del hongo. Diez macetas de plástico por tratamiento (0,9 L) se llenaron a la mitad con 400 g del sustrato previamente descrito; las plántulas se trasplantaron, y luego se adicionaron 420 g del sustrato, que fue inoculado previamente con 1,5 g de inóculo de *R. solani*.

Inóculo líquido

Se utilizó la metodología propuesta por Büttner *et al.* (2004). La preparación del inóculo se hizo

a partir de aislamientos de hongos crecidos en PDA. Cuatro discos de 7 mm de diámetro se transfirieron a frascos Erlenmeyer que contenían 250 mL de un medio líquido AP (Caldo Papa Dextrosa, Becton Dickinson, Franklin Lakes, N.Y.), esterilizados previamente durante 50 min a 121°C y 1 bar de presión, y posteriormente enfriados a 30°C. Los frascos permanecieron en agitación constante a 100 rpm, a 21°C, bajo condiciones de oscuridad. Después de 14 d se extrajo el micelio del medio, el cual fue secado y homogeneizado en una licuadora (Waring comercial, Torrington, CT), con el objetivo de producir una solución stock (2 mg de micelio de *R. solani* por mililitro de agua). Se inocularon 10 plantas por tratamiento, adicionando 10 mL de la solución stock adyacente a la base de la corona de la remolacha. Cuatro semanas después de la inoculación, las plantas se cosecharon y se evaluaron los síntomas de la enfermedad.

Evaluación de la enfermedad

La incidencia de la enfermedad y la mortalidad de las plantas se determinaron por medio de la relación entre las plantas afectadas o muertas y el total de plantas evaluadas, en porcentaje. Para estimar la severidad de la enfermedad se utilizó la escala propuesta por Büttner *et al.* (2004), que incluye nueve categorías con base en el porcentaje de tejido afectado por *R. solani*: 1 = sin lesiones visibles, plantas aparentemente sanas; 2-8 = hasta 1, 5, 10, 25, 50, 75 y 100% de la superficie de la raíz con síntomas característicos de la pudrición seca, respectivamente, y 9 = planta muerta. Para evaluar los síntomas, las plantas se removieron del sustrato, y la superficie radicular se limpió con abundante agua. Los síntomas de la enfermedad en las hojas se registraron cuatro semanas después de la inoculación; se utilizó una escala de 0 a 6, de acuerdo con el porcentaje de hojas senescentes: 0 = sin lesiones visibles, plantas aparentemente sanas; 1-5 = hasta 20, 40, 60, 80 y 100% de hojas senescentes, y 6 = planta muerta. El peso fresco fue calculado; para ello las plantas fueron cosechadas cuatro semanas después de la inoculación, el sistema radical se lavó cuidadosamente con agua para eliminar el

sustrato, y el peso fresco de las remolachas y hojas fue registrado.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Todas las plantas de ambas variedades presentaron síntomas característicos de la enfermedad producida por *R. solani* GA 2-2IIIB o GA 4 cuando se empleó el inóculo líquido. Un alto porcentaje de «escapes» fue detectado cuando se utilizó el inóculo sólido (figura 1). Sin embargo, la respuesta de las dos variedades fue diferente en lo que respecta al grupo de anastomosis utilizado; en el caso de GA 2-2 IIIB, la incidencia de la enfermedad fue menor en la variedad tolerante, lo que se convierte en una evidencia del aparentemente moderado nivel de tolerancia de Calida a GA2-2IIIB; por el contrario, Calida fue más susceptible a GA 4.

Debido a la naturaleza del hongo, tanto micelio y esclerocios se han utilizado como inóculo, lo que hace que la normalización de la densidad de inóculo sea difícil. Diferentes métodos de inoculación se han utilizado para evaluar la resistencia de la remolacha azucarera a *Rhizoctonia solani* (Gaskill, 1968; Ruppel *et al.*, 1979; Panella y Ruppel, 1995; Engelkes y Windels, 1996; Scholten and Panella, 2001; Büttner *et al.*, 2004).

El éxito en el desarrollo de la infección de la remolacha azucarera por *Rhizoctonia solani* en el presente estudio se debió a que el inóculo se situó adyacente a la corona de remolacha, lo que confirma que el contacto directo entre el patógeno y el huésped acelera el proceso de infección (Engelkes y Windels, 1996; Scholten and Panella, 2001; Büttner *et al.*, 2004). Estos resultados también se relacionan con el hecho de que el crecimiento micelial de *R. solani* y su posterior infección son estimulados por los exudados de las raíces (De Silva y Wood, 1964), los cuales se encuentran en mayor concentración cerca del sistema radicular.

Los datos presentados en las figuras 2 y 3 muestran los efectos negativos en cuanto a peso fresco de la remolacha y las hojas en respuesta a la técnica de inoculación de *R. solani* GA2-2IIIB y GA4 utilizada.

Los resultados obtenidos en este estudio confirman las observaciones hechas por Büttner *et al.* (2004) y Führer *et al.* (2004), quienes reportaron que el inóculo líquido de *Rhizoctonia solani* es muy eficaz para producir la infección en plantas de remolacha azucarera, además que se convierte en una alternativa viable para la evaluación de la posible resistencia de materiales de remolacha azucarera en programas de mejoramiento. Esta metodología permite la

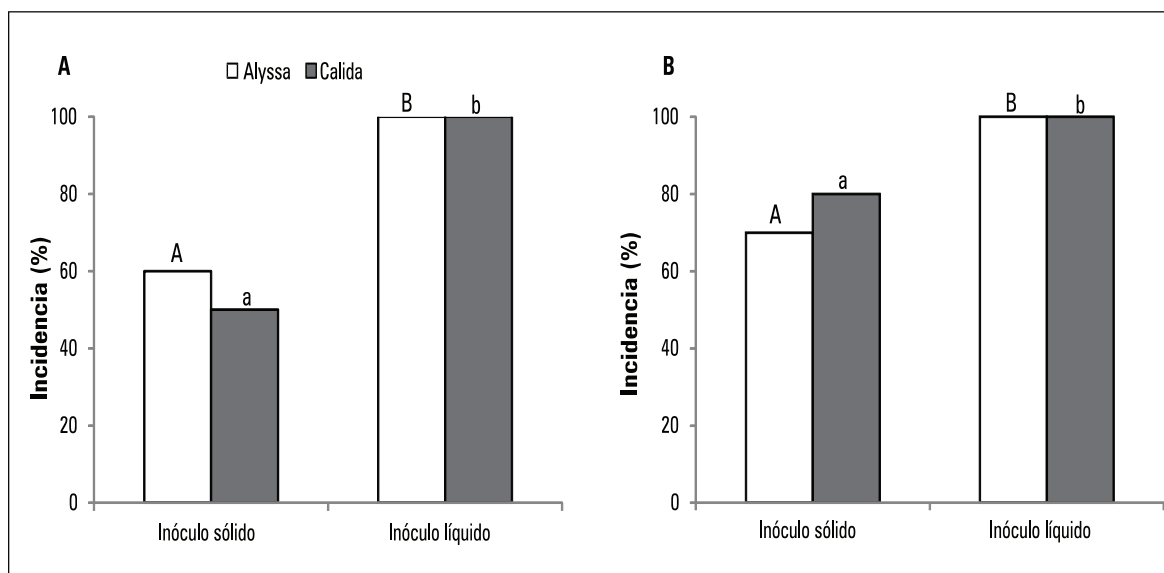


Figura 1. Efecto del método de inoculación de *Rhizoctonia solani* GA 2-2IIIB (A) y GA 4 (B) en la incidencia de la enfermedad. Promedios con letras distintas indican diferencia significativa según la prueba de Tukey ($P < 0,05$).

producción a gran escala de micelio, además de que es posible estimar la cantidad exacta de micelio producido y su posterior uso como inóculo.

Los datos presentados en la tabla 1 muestran que la severidad de la enfermedad se vio afectada drásticamente con respecto a la técnica de inóculo y al grupo de anastomosis utilizados.

Cuando GA 2-2IIIB se utilizó como inóculo, Calida presentó menor grado de severidad de la enfermedad en remolachas y hojas, en comparación con Alyssa; en contraste, cuando se empleó GA 4, Calida presentó mayor severidad de la enfermedad, en comparación con la variedad susceptible (tabla 1).

La evaluación de los síntomas causados por *Rhizoctonia solani* en la remolacha permitió

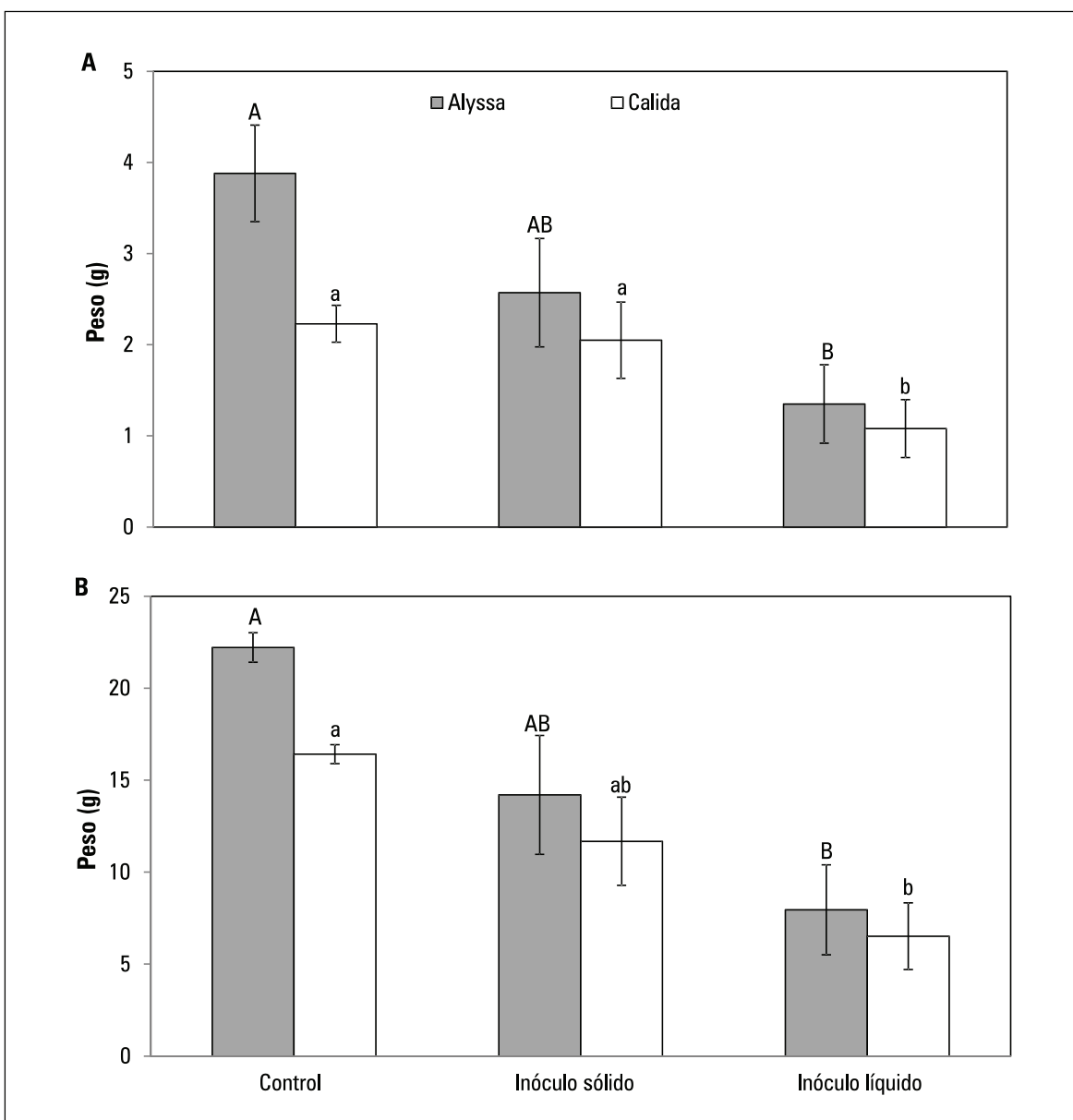


Figura 2. Efecto de inóculo sólido y líquido de *Rhizoctonia solani* GA 2-2IIIB en el peso fresco de remolachas (A) y hojas (B) de la variedad susceptible (Alyssa) y la moderadamente tolerante (Calida) de remolacha azucarera. Promedios con letras distintas indican diferencia significativa según la prueba de Tukey ($P < 0,05$).

diferenciar más claramente la severidad de la enfermedad entre tratamientos, en comparación con los síntomas producidos en hojas. Scholten and Panella (2001) desarrollaron una prueba para evaluar los niveles de resistencia de diferentes variedades de remolacha azucarera a *Rhizoctonia solani* bajo condiciones de invernadero; los resultados también indicaron que la clasificación basada en los síntomas en las hojas no puede ser utilizada como una herramienta para determinar

el nivel real de infección. Por el contrario, cuando se evaluaron los síntomas en la remolacha, estos permitieron la diferenciación entre los niveles de resistencia mostrada por las variedades.

La escala de severidad en la remolacha, propuesta por Büttner *et al.* (2004), que se utilizó en este estudio, permitió una estimación precisa de los diferentes niveles de infección en la remolacha.

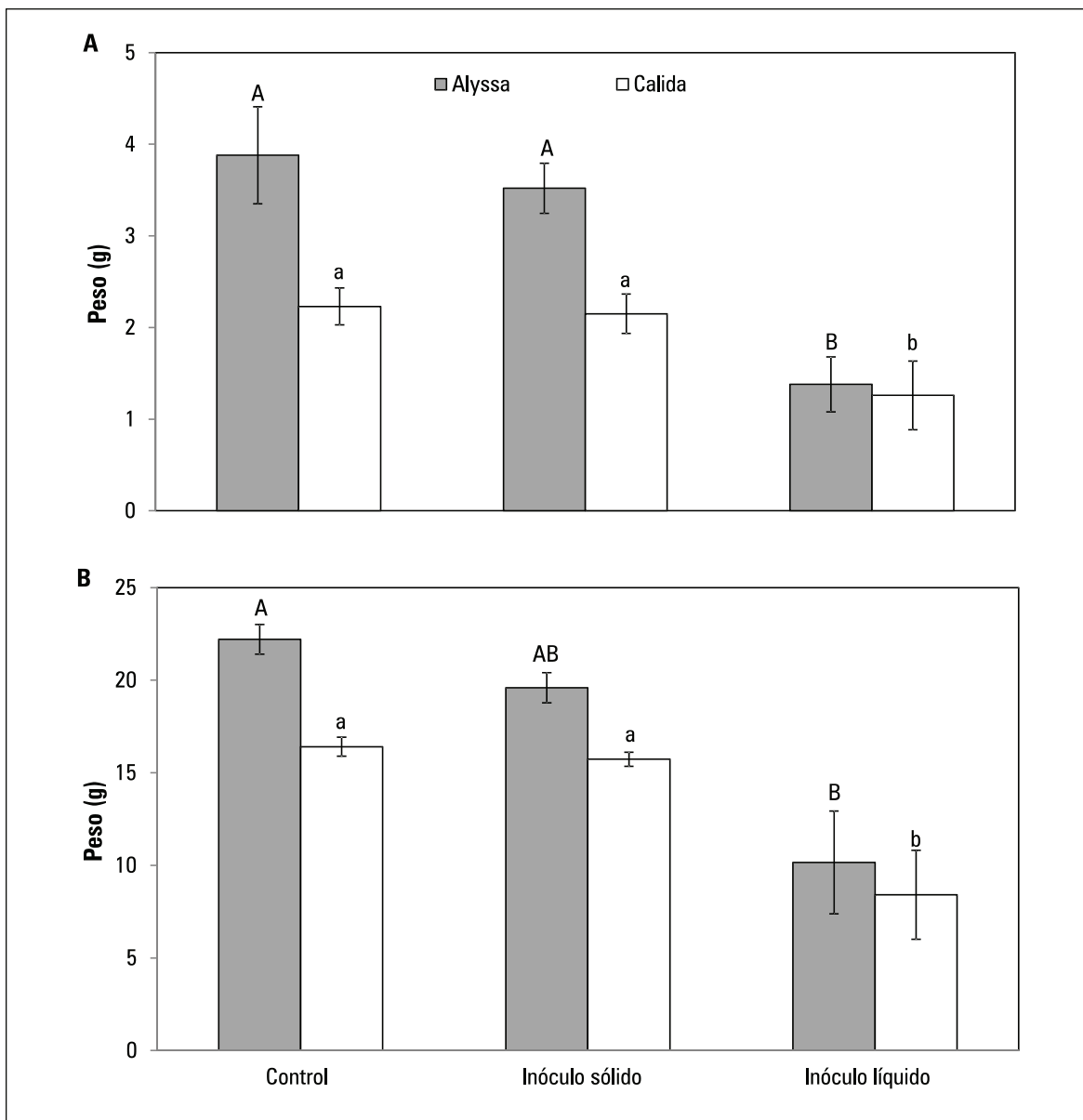


Figura 3. Efecto de inóculo sólido y líquido de *Rhizoctonia solani* GA 4 en el peso fresco de remolachas (A) y hojas (B) de la variedad susceptible (Alyssa) y la moderadamente tolerante (Calida) de remolacha azucarera. Promedios con letras distintas indican diferencia significativa según la prueba de Tukey ($P < 0,05$).

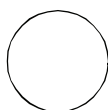
Tabla 1. Severidad en remolacha y hojas de la variedad susceptible (Alyssa: Aly.) y la moderadamente tolerante (Calida: Cal.) de remolacha azucarera inoculadas con *Rhizoctonia solani* (GA 2-IIIB y GA 4).

| Tratamiento | Severidad en la remolacha ¹ | | | | Severidad en hojas ² | | | |
|-----------------|--|-------|-------|-------|---------------------------------|-------|-------|-------|
| | GA 2-IIIB | | GA 4 | | GA 2-IIIB | | GA 4 | |
| | Aly. | Cal. | Aly. | Cal. | Aly. | Cal. | Aly. | Cal. |
| Inóculo sólido | 3,2 a | 2,8 a | 0,9 a | 1,0 a | 2,2 a | 1,7 a | 0,1 a | 0,3 a |
| Inóculo líquido | 6,2 b | 6,1 b | 5,6 b | 5,8 b | 4,0 b | 4,0 b | 3,3 b | 3,5 b |

¹Escala de severidad en remolacha (0=no infección, 9=planta muerta).

²Escala de severidad en hojas (0=planta sana, 6=planta muerta).

Promedios con letras distintas, en la misma columna, indican diferencia significativa según la prueba de Tukey ($P < 0,05$).



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Anderson, N.A. 1982. The genetics and pathology of *Rhizoctonia solani*. Annu. Rev. Phytopathol. 20, 329-347.
- Bennett, C.W. y L.D. Leach. 1971. Diseases and their control. pp. 223-285. En: Johnson, R.J.; G.F. Rush y G.R. Hawes (eds.). Advances in sugar beet production - Principles and practices. Iowa State University Press, Ames, IA.
- Brantner, J. y C. Windels. 2008. Comparison of inoculation techniques for assessing sugar beet variety resistance to *Rhizoctonia* root and crown rot. pp. 266-71. En: 2007 Sugar Beet Research and Extension Reports. University of Minnesota. Crookston, MN.
- Bugbee, W.M. y L.G. Campbell. 1990. Combined resistance in sugar beet to *Rhizoctoniasolani*, *Phomabetae* and *Botrytis cinerea*. Plant Dis. 74, 353-355.
- Büttner, G.; B. Pfähler y J. Petersen. 2003. *Rhizocotnia* root rot in Europe – incidence, economic importance and concept for integrated control. pp. 897-901. En: Proc. 1st Joint IIRB-ASSBT Congress, February 2003, San Antonio, TX.
- Büttner, G.; B. Pfähler y B. Marlander. 2004. Greenhouse and field techniques for testing sugar beet for resistance to *Rhizoctonia* root and crown rot. Plant Breeding 123, 158-166.
- Carling, D.E.; R.E., Baird; S. Kuninaga y R.D. Gitaitis. 1999. Characterization of anastomosis group (AG)-13 of *Rhizoctonia solani*. (Abstr.). Phytopathol. 89 (suppl.), S11.
- Carling, D.E. 2000. Anastomosis groups and subsets of anastomosis groups of *Rhizoctoniasolani*. p. 14. En: Proc. 3rd International Symposium on *Rhizoctonia*, Taichung, Taiwan.
- Carling, D.E.; R.E. Baird; R.D. Gitaitis; K.A. Brainard y S. Kuninaga. 2002. Characterization of AG-13, a newly reported anastomosis group of *Rhizoctonia solani*. Phytopathol. 92, 893-899.
- Cubeta, M.A. y R. Vigalys. 1997. Population biology of the *Rhizoctonia solani* complex. Phytopathol. 87(4), 480-484.
- De Silva, R.L. y R.K.S. Wood. 1964. Infection of plants by *Corticiumsolani* and *C. raticola* effect of plant exudates. Trans. Brit. Mycol. Soc. 47, 15-24.
- Engelkes, C.A. y C.E. Windels. 1994. Relationship of plant age, cultivar, and isolate of *Rhizoctonia solani* AG 2-2 to sugar beet root and crown rot. Plant Dis. 78, 685-689.
- Engelkes, C.A. y C.E. Windels. 1996. Susceptibility of sugar beet and beans to *Rhizoctonia solani* AG-2-2 IIB and AG-2-2 IV. Plant Dis. 80, 1413-1417.
- FAO. 2008. Food and Agriculture Organization of the United Nations. En: www.fao.org/trade/index.; consulta: julio de 2010.

- Führer, M.; G. Büttner y J. Petersen. 2004. Rhizoctonia root rot in sugar beet (*Beta vulgaris* ssp. *altissima*) – Epidemiological aspects in relation to maize (*Zea mays*) as a host plant. J. Plant Dis. Prot. 111(3), 302-312.
- Gaskill, J.O. 1968. Breeding for *Rhizoctonia* resistance in sugar beet. J. Amer. Soc. Sugar Beet Technol. 15, 107-119.
- Green, D.E.; J.D. Fry, J.D. Pair y N.A. Tisserat. 1993. Pathogenicity of *Rhizoctonia solani* AG-2-2 and *Ophiostroma herpotrichaon* zoysiagrass. Plant Dis. 77,1040-1044.
- Harikrishnan, R. y B. Yang. 2004. Recovery of anastomosis groups of *Rhizoctonia solani* from different latitudinal positions and influence of temperatures on their growth and survival. Plant Dis. 88(8), 817-823.
- Hecker, R.J. y E.G. Ruppel. 1977. Rhizoctonia root rot resistance in sugar beet: breeding and related research. J. Amer. Soc. Sugar Beet Technol. 19, 246-256.
- Herr, L.J. 1996. Sugar beet diseases incited by *Rhizoctonia solani* spp. pp. 341-349. En: Sneh, B; S. Jabaji-Hare; S. Neate y G. Dijst (eds.). *Rhizoctonia* species: Taxonomy, molecular biology, ecology, pathology and disease control. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands.
- Hyakumachi, M. y T. Ui. 1982. The role of overwintered plant debris and sclerotia as inoculum in the field occurred with sugar beet root rot. Ann. Phytopathol. Soc. Jpn. 48, 628-633.
- Koch, G. 2003. Gabi-Beet: The German sugar beet genome project. pp. 897-901. Proc. 1st Joint IIRBASSBT Congress, February 2003, San Antonio, TX.
- Leach, L.D. 1991. Seedling diseases. pp. 4–8. En: Whitney, E.D. y J.E. Duffus (eds.). Compendium of beet diseases and insects. American Phytopathological Society, St. Paul, MN.
- Lees, A.K.; D.W. Cullen; L. Sullivan y M.J. Nicolson. 2002. Development of conventional and quantitative real-time PCR assays for the detection and identification of *Rhizoctonia solani* AG-3 in potato and soil. Plant Pathol. 51, 293-302.
- Märländer, B.; C. Hoffmann; H.J. Koch; E. Ladewig; R. Merkes; J. Petersen y N. Stockfisch. 2003. Environmental situation and yield performance of the sugar beet crop in Germany: heading for sustainable development. J. Agron. Crop Sci. 189, 201-226.
- Naito, S.; T. Sugimoto; T. Yamaguchi y I. Fugisawa. 1975. Anastomosis groups of *Rhizoctonia solani* Kuhn isolated from diseased sugar beet seedlings. Research Bulletin of the Hokkaido National Agricultural Research Center III, 25-35.
- Nagendran, S.; R. Hammerschmidt y M. McGrath. 2009. Identification of sugar beet germplasm EL51 as a source of resistance to post-emergence *Rhizoctonia* damping-off. Eur. J. Plant Pathol. 123, 461-471.
- Naito, S.; T. Yamaguchi; T. Sugimoto e I. Fujisawa. 1976. Studies on root rot of sugar beets. VI. Anastomosis groups of *Rhizoctonia solani* Kühn isolated from diseased petioles, crowns and roots. Proc. Sugar Beet Res. Assoc. Jap. 17, 37-44.
- Ogoshi, A. 1987. Ecology and pathogenicity of anastomosis and intraspecific groups of *Rhizoctonia solani*. Annu. Rev. Phytopathol. 25, 125-43.
- O'Sullivan, E. y J.A. Kavanagh. 1991. Characteristics and pathogenicity of isolates of *Rhizoctonia* spp. associated with damping-off of sugar beet. Plant Pathol. 40, 128-135.
- Panella, L. y E.G. Ruppel. 1995. Artificial epiphytotics of *Rhizoctonia* root rot and *Cercospora* leaf spot: Consistency of disease intensity over time. pp. 335-336. En: Proc. 58th IIRB Congress, June 1995, Brussels.
- Powelson, M.L.; K.B. Johnson y R.C. Rowe. 1993. Management of diseases caused by soilborne pathogens. pp. 149–156. En: Rowe R.C. (ed.). Potato health management. APS Press, St. Paul, MN.
- Roberts, D.L. y L.J. Herr. 1979. Soil population of *Rhizoctonia solani* from areas of healthy and diseased beets within four sugar beet fields differing in soil texture. Can. J. Microbiol. 25, 902-910.
- Ruppel, E.G. 1972. Correlation of cultural characteristics and sources of isolates with pathogenicity of *Rhizoctonia solani* from sugar beet. Phytopathol. 62, 202-205.
- Ruppel, E.G.; C.L. Schneider; R.J. Hecker y G.J. Hogaboam. 1979. Creating epiphytotics of *Rhizoctonia* root rot and evaluating for resistance

- to *Rhizoctonia solani* in sugar beet plots. Plant Dis. Rep. 63, 518-522.
- Rush, C.M.; D.E., Carling; R.M. Harveson y J.T. Mathieson. 1994. Prevalence and pathogenicity of anastomosis groups of *Rhizoctonia solani* from wheat and sugar-beet in Texas. Plant Dis. 78, 349-352.
- Scholten, O.E.; L.W. Panella; T.S.M. de Bock y W. Lange. 2001. A greenhouse test for screening sugar beet (*Beta vulgaris*) for resistance to *Rhizoctonia solani*. Eur. J. Plant Pathol. 107, 161-166.
- Sherf, A.F. y A.A. MacNab. 1986. Vegetable disease and their control. Wiley, New York. SIL. 728 p. 2007. En: International Sugar Stats., Sugar Illovo Ltd., <http://www.illovosugar.com/worldofsugar/internationalSugarStats.htm>; consulta: octubre de 2010.
- Sneh, B.; L. Burpee y A. Ogoshi. 1991. Identification of *Rhizoctonia* species. APS Press, St. Paul, MN.
- Windels, C.E. y R.K. Jones. 1989. Seedling and root diseases of sugar beets. Minn. Ext. Serv. AG-FO-3702, 1-3.
- Whitney, E.D. y J. E. Duffus. 1986. Compendium of beet diseases and insects. APS Press, St. Paul, MN.
- Zens, I. 2001. Auftreten und Bekämpfung der späten Rübenfäule, verursacht durch *Rhizoctonia solani*. Ph.D. Thesis. University of Bonn, Bonn, Alemania.