

Microbiota fúngica asociada a las podredumbres radiculares del puerro cultivado en Villena

R. E. MARTÍNEZ-RESTOY, F. DIÁNEZ, M. SANTOS, M. DE CARA, J. FERRÁNDIZ HERNÁNDEZ, J. C. TELLO

Se presenta en este trabajo un estudio sobre la etiología de las podredumbres radiculares del puerro. El estudio abarca los análisis practicados a 825 plantas producidas en semilleros con sustratos a base de turba y bandejas alveoladas y a 310 plantas procedentes de diferentes parcelas en producción del campo de Villena. Las raíces de las plantas, tanto las producidas en semillero como las del campo mostraban, fundamentalmente, una podredumbre blanda que a veces, adquiría coloración marrón clara o rosada, cualquiera que fuese la variedad del puerro (Lancelot, Nepal y Sabina). Dieciséis especies o géneros de hongos fueron aislados, sobresaliendo por su frecuencia: *Fusarium moniliforme* (*F. verticillioides*), *F. oxysporum*, *F. roseum*, *F. solani*, *Macrophomina phaseolina*, *Phoma* sp., *Pythium* sp., *Rhizoctonia solani*, *Stemphylium botryosum*. Un total de 49 aislados de los hongos mencionados fueron inoculados en plántulas de tres variedades de puerro (Lancelot, Nepal y Sabina) en condiciones ambientales controladas en una cámara climatizada. Ningún síntoma de los observados en campo fue reproducido en las 3528 plantas inoculadas mediante tres técnicas diferentes. El artículo presenta una explicación posible para las podredumbres radiculares estudiadas, basadas en las técnicas de producción de plantas en semilleros, utilizando bandejas alveoladas con sustrato a base de turba y la consiguiente forma de manejar el cultivo en el terreno de asiento al aire libre.

R. E. MARTÍNEZ-RESTOY, F. DIÁNEZ, M. SANTOS, M. DE CARA, J. C. TELLO. Departamento de Producción Vegetal. Universidad de Almería. La Cañada de San Urbano. 04120 Almería, España;
J. FERRÁNDIZ HERNÁNDEZ. Agrícola Villena Coop. V., Villena (Alicante)

Palabras clave: *Allium porrum*, *Fusarium* sp., *Macrophomina phaseolina*, *Phoma* sp., *Pythium* sp.

INTRODUCCIÓN

Las micosis de origen edáfico en el puerro (*Allium porrum*) no deben ser ni abundantes ni graves, siendo comunes a otros miembros cultivados del género *Allium*, especialmente cebolla y ajo. Al menos, así puede deducirse de los tratados de patología vegetal que abordan los conocimientos sobre el tema (MESSIAEN *et al.*, 1991; SMITH *et al.*, 1992; GARCÍA-MORATO, 2003). En España, las enfermedades del puerro tienen una información

muy fragmentaria que en muchos casos no ha sido publicada. Así, podría citarse la escasisima presencia de nematodos en los cultivos de Villena (Bello, comunicación personal, 2003) y de virosis en la misma comarca (Jordá, comunicación personal, 2004). En el País Vasco, la presencia de *Phytophthora porri* provoca daños de cierta importancia en los cultivos de invierno (BERRA LERCHUNDI, 1996) y la presencia de *Pyrenochaeta terrestris* (*Phoma terrestris*) ha sido citada con una extensión geográfica restringida por BERRA

LERCHUNDI, (1999). Dado que dicha información es insuficiente, dispersa y sin registro como se pone en evidencia en la obra Patógenos de plantas descritos en España (DE ANDRÉS *et al.*, 2000) y dado el objetivo del trabajo aquí presentado, parece procedente enumerar las micosis que tienen su origen en el suelo y que afectan al cultivo del puerro. La información ha sido elaborada en base a los trabajos de MESSIAEN *et al.*, (1991), SMITH *et al.*, (1992) y MOHAN y SCHEWARTZ, (2000). La información se ha completado con los datos recientemente publicados para las cebollas levantinas, que recogen más de 20 años de observaciones continuadas (GARCÍA MORATO, 2003).

En plántulas y semillas, diversas especies de *Botrytis* (especialmente *B. alli*) y especies de *Urocystis* (*U. cepulae*, *U. magica* y *U. colchici*) que originan el conocido carbón, han sido citadas como patógenas. Más raramente en semilleros y con mayor frecuencia en siembras directas, *Sclerotium cepivorum* es causante de mermas en la producción de plantas.

En los cultivos establecidos, varios grupos de patógenos originan podredumbres radiculares, del disco basal (verdadero tallo) y de la base de las vainas de las hojas. Entre los hongos formadores de esclerocios, es *Sclerotium cepivorum*, el más importante teniendo *Macrophomina phaseolina* y *Sclerotium rolfsii* una actividad más limitada geográficamente. A. *Pyrenochaeta terrestris* que origina la micosis conocida como "raíces rosadas" por los tonos de rosa a rojo vino que adquieren las raíces afectadas, se le da una trascendencia creciente en la climatología mediterránea, especialmente en sus calurosos veranos. Sin embargo, no es el único micromiceto capaz de teñir las raíces con esos tintes rojizos. Ha sido designado *Fusarium roseum* var. *culmorum* por MESSIAEN *et al.*, (1991), el agente causal de la fusariosis del puerro, cuyo distintivo sintomatológico es, precisamente, la podredumbre rosa de las raíces. Otras especies de *Fusarium* que tornan rojiza la blancura de las raíces de cebollas y ajos son *Fusarium oxysporum* f.sp.

cepae, *Gibberella intricans* (anamorfo *F. equiseti*) y *Nectria hematococca* (anamorfos *F. solani*, *F. ventricosum*, fundamentalmente). Ninguna de estas especies han sido citadas en puerro (SMITH *et al.*, 1992). Poco más que sumar a este inventario. Quizás *Botrytis porri* que puede ocasionar podredumbres en la base de las hojas en el terreno de asiento y en puerros conservados en frigoríficos.

El trabajo de investigación que aquí se presenta responde a la necesidad de conocer la etiología del problema de podredumbres radiculares y decaimiento de plantas de puerro observadas, de manera generalizada en la comarca de Villena. Comarca cuya prosperidad agrícola se debe, en parte, al cultivo del puerro y de la zanahoria. Desde no hace más de cuatro años, las técnicas culturales se han modificado con el propósito de incrementar la cantidad y la calidad de la producción. En esencia, esas modificaciones se han fundamentado en dos de los procesos. La producción de plantas se hacía en almácigos en la provincia de Cádiz, aprovechando las buenas condiciones ambientales y los suelos arenosos. El transplante, a raíz desnuda, se realizaba en los campos de Villena. En la actualidad, se tiende a realizar todo el proceso en Villena y para no perder precocidad se producen las plantas en bandejas alveoladas de poliestireno bajo invernadero. El segundo cambio notable se refiere a la introducción de variedades híbridas de puerro que han sustituido a las que tradicionalmente producían los agricultores.

Todo el proceso señalado, ha dado lugar a ligeras modificaciones que pueden trascender a la producción final, en las prácticas culturales efectuadas en pleno campo.

MATERIAL Y MÉTODOS

Muestreo

Durante ocho meses (mayo de 2003 a enero de 2004), y con frecuencia mensual, se realizaron diversos muestreos. El material vegetal se agrupó para su análisis de la siguiente manera: 1. Semillas de cada una de las variedades utilizadas en el campo. 2.

Muestras aleatorias de sustrato antes y después de usarlo en el semillero. 3. Plántulas de semillero escogidas al azar y 4. Plantas del terreno de asiento con síntomas de podredumbre radicular y decaimiento del follaje.

Análisis de semillas

Se analizaron semillas de las tres variedades (Lancelot, Nepal y Sabina) utilizadas, mediante la colocación en placas de Petri sobre medio agarizado (PDA) utilizando el método del Ulster (MUSKETT y MALONE, 1941), sembrando 10 semillas en cada placa, hasta un total de 100 semillas por variedad. Las placas se incubaron a temperatura ambiente del laboratorio durante 6 a 8 días, realizando lecturas periódicas cada dos días.

Análisis de turba

Turba antes de la siembra

Se realizó con el fin de determinar si la procedencia de los posibles hongos fitopatógenos fuera el sustrato. Para ello, se realizaron dos bloques de análisis correspondientes a las dos partidas de turba empleadas en los semilleros. Y a su vez, para cada bloque se realizó un análisis con trampas vegetales (pétalos de clavel) para *Pythium* y *Phytophthora* y otro selectivo para *Fusarium* (TELLO *et al.*, 1991).

Turba después del crecimiento de plantas en el semillero

Se practicaron los mismos análisis que los indicados para la turba sin utilizar, mencionados anteriormente.

Análisis de plantas

Las plantas seleccionadas de cada una de las explotaciones, se agruparon en lotes, según unidades de muestreo. Se realizaron análisis del sistema radicular en el caso de plántulas de semillero, puesto que en este caso no había exteriorización de síntomas foliares, y análisis del sistema radicular, bulbos y hojas para las plantas de campo. Para ello, las partes dañadas se lavaron con agua del grifo hasta eliminar restos de suelo o sustrato, así como otras impurezas, y se dejaron

secar sobre papel de filtro a temperatura ambiente. A continuación, se agruparon las plantas de acuerdo a los síntomas. A cada tipo de síntoma se le asoció un número, y seguidamente se tomaron muestras de raíces (3 raíces por planta) que se analizaron en PDA y medio selectivo para *Fusarium* (TELLO *et al.*, 1991). En el caso de los análisis de hojas, se utilizaron cámaras húmedas estériles. Las placas se incubaron a temperatura ambiente del laboratorio (20-25°C), realizando lecturas cada 48 horas. La identificación se realizó mediante observación directa de la placa al microscopio. Para la identificación de los hongos encontrados, se siguieron los criterios de distinta bibliografía (BARNET y HUNTER, 1972; TELLO, 1984; SMITH, *et al.*, 1992; ELLIS, 1961; ELLIS 1976; MESSIAEN *et al.*, 1991). Para la identificación de *Pythium* se utilizaron los criterios de VAN DER PLAT-NITERINK (1981) y para el género *Fusarium*, los de NELSON *et al.* (1983). Fueron analizadas un total de 1135 plantas, de las cuales 825 procedían de los semilleros.

Inoculaciones

Las inoculaciones se realizaron sobre tres variedades de puerro empleadas en las explotaciones: Lancelot, Nepal y Sabina. El inóculo, en todos los casos estuvo compuesto por un triturado de la colonia fúngica que había alcanzado el borde de la placa de Petri (90 mm de diámetro) conteniendo 20 ml de PDA en 100 ml de agua destilada. La unidad de inóculo consistió en una placa de Petri con el aislado a evaluar para cada ocho plantas, es decir, una placa por maceta y variedad. En todos los ensayos de inoculación se utilizaron dos testigos para cada una de las variedades (16 plantas por variedad). A éstos, se le añadió en lugar del inóculo con el patógeno, un triturado en agua destilada de 20 ml de medio de cultivo PDA.

Los distintos hongos ensayados para determinar su poder patógeno fueron los siguientes: *Rhizoctonia solani* (6 aislados), *Macrophomina phaseolina* (1 aislado), *Fusarium oxysporum* (8 aislados), *Fusarium roseum* var. *gibbosum* (*F. equiseti*) (9 aisla-

dos), *Fusarium solani* (5 aislados), *Fusarium moniliforme* (3 aislados), *Pythium* (9 aislados), *Phoma* sp. (6 aislados), *Stemphylium botryosum* (2 aislados). Se llevaron a cabo tres tipos de inoculaciones diferentes para cada uno de los hongos antes nombrados. Inoculación tipo I: se rellenaron las macetas con 0,5 l de vermiculita desinfectada (1 h, 120°C, en autoclave) dando un riego a saturación para humedecer, tras lo cual, se compactó el sustrato para conseguir una mayor consistencia y se sembraron las semillas de puerro de las tres variedades a inocular. Transcurrida una semana y con las ocho plantas de cada maceta claramente emergidas, se añadió el inóculo. Se realizaron controles periódicos cada tres días, durante los 50 días siguientes para evaluar síntomas visibles. Transcurrido este periodo de tiempo se arrancaron las plantas y se pasó a la observación del estado sanitario del disco basal y de las raíces. La inoculación tipo II: consistió en obtener plántulas de las tres variedades en bandejas con capacidad para unas 200 plantas usando como sustrato vermiculita desinfectada (1h, 120°C). Estas plantas se mantu-

vieron durante 50 a 70 días, hasta alcanzar una altura aproximada de 20 cm y un grosor de unos 3 mm de diámetro. Para proceder a la inoculación, se arrancaron las plántulas de las bandejas y agrupándolas en grupos de ocho, se introdujeron en unos contenedores desinfectados donde anteriormente se había añadido la unidad de inóculo. Las raíces de las plántulas permanecieron sumergidas en el inóculo de los contenedores durante una hora, y transcurrido este tiempo fueron trasplantadas a macetas con 0,5 l de vermiculita desinfectada, como se indicó anteriormente. El inóculo sobrante de los contenedores fue vertido, seguidamente, a cada una de las macetas correspondientes. Las lecturas periódicas se hicieron cada tres días, hasta un total de 30 días. Transcurrido este periodo de tiempo se arrancaron las plantas de las macetas y se paso a la observación de su estado sanitario. La inoculación tipo III se desarrolló de igual modo que la inoculación tipo II, pero el tiempo de inmersión de las raíces en el inóculo fue de 24 h. Todos los ensayos fueron realizados en cámara climatizada con una luminosidad de 12000 lux,

Cuadro 1. Sintomatología observada en las plantas de campo y de semillero en raíces, bulbos y hojas.

| Síntomas en raíces | |
|--------------------|--|
| Síntoma 0 | Raíz sana, de color blanca y turgente. |
| Síntoma 1 | Podredumbre blanda, raíz vacía por dentro; coloración marrón clara en algunos casos. |
| Síntoma 2 | Meristemo terminal necrosado de color negro. |
| Síntoma 3 | Podredumbre marrón seca y alterna. |
| Síntoma 4 | Podredumbre grisáceo-verdosa de forma aislada en algunas raíces. |
| Síntoma 5 | Raíces de color rosa claro. |
| Síntoma 6 | Raíces engrosadas y corchosas, principalmente en raíces centrales. |
| Síntoma 7 | Lesión deprimida de color rojo intenso. |
| Síntoma 8 | Podredumbre de color violeta, de forma aislada en alguna raíz. |
| Síntoma 9 | Podredumbre rosácea oscura. |
| Síntomas en bulbos | |
| Síntoma 10 | Podredumbre blanda y de color marrón clara. |
| Síntoma 11 | Podredumbre rosácea oscura. |
| Síntoma 12 | Podredumbre de color rojo intenso. |
| Síntomas en hojas | |
| Síntoma 13 | Amarillamiento de la hoja más vieja y secado de alguna de éstas. |
| Síntoma 14 | Podredumbre en forma de ojales con colores grisáceos y anaranjados. |

mantenida con un fotoperiodo diario de 16 h y una temperatura que osciló entre 26 y 28°C.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La sintomatología observada, tanto en las plantas de campo como de semillero, se muestra en el cuadro 1. Asimismo, en la

figura 1, se pueden ver algunos de los síntomas más característicos. En las plántulas de semillero, cabe destacar que el síntoma 1, es el que representa el mayor daño, siendo además el causante de las podredumbres más graves observadas. Conforme las plántulas estaban más desarrolladas se incrementa la presencia de este síntoma 1. Asimismo, destacar cómo el síntoma 6 aparece asociado

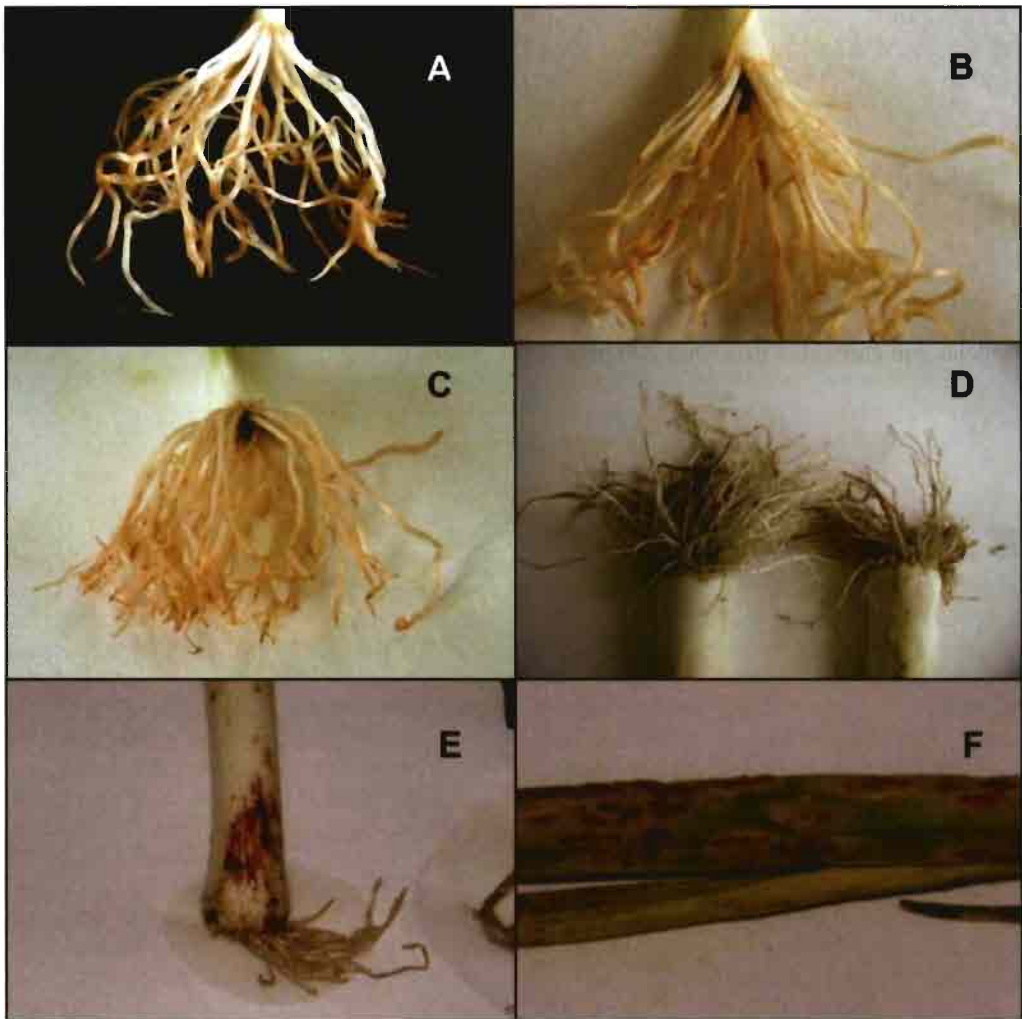


Figura 1. Diversos síntomas en plantas de puerro. A) podredumbre blanda (síntoma 1). B) podredumbre marrón seca (síntoma 3). C) raíces de color rosa claro (síntoma 5). D) podredumbre rosácea oscura (síntoma 9). E) podredumbre de color rojo intenso (síntoma 12). F) ojales anaranjados en hojas (síntoma 14).

Cuadro 2. Análisis de plántulas y plantas con síntomas en raíces. S0 al S9, síntomas descritos en la tabla 1.

| Meses | Plántulas analizadas | Plántulas con síntomas | | | | | | | | | |
|------------|----------------------|------------------------|------|------|-----|-----|------|------|-----|-----|-----|
| | | S0 | S1 | S2 | S3 | S4 | S5 | S6 | S7 | S8 | S9 |
| Mayo 2003 | 125 | 30 | 8 | 26 | 12 | 1 | 50 | 6 | 2 | 0 | 0 |
| Junio | 235 | 19 | 117 | 62 | 8 | 0 | 104 | 41 | 0 | 0 | 0 |
| Julio | 160 | 65 | 68 | 19 | 24 | 0 | 13 | 45 | 2 | 0 | 0 |
| Agosto | 220 | 24 | 194 | 58 | 2 | 0 | 4 | 40 | 0 | 0 | 7 |
| Septiembre | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Noviembre | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Diciembre | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Enero 2004 | 85 | 58 | 20 | 0 | 0 | 0 | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| Total | 825 | 196 | 407 | 165 | 46 | 1 | 173 | 132 | 4 | 0 | 7 |
| Total (%) | | 23,8 | 49,3 | 20,0 | 5,6 | 0,1 | 21,0 | 16,0 | 0,9 | 0,0 | 0,8 |

| Meses | Plántulas analizadas | Plántulas con síntomas | | | | | | | | | |
|------------|----------------------|------------------------|------|-----|-----|-----|------|------|-----|-----|------|
| | | S0 | S1 | S2 | S3 | S4 | S5 | S6 | S7 | S8 | S9 |
| Mayo | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Junio | 45 | 1 | 43 | 9 | 2 | 0 | 10 | 23 | 0 | 1 | 0 |
| Julio | 45 | 2 | 38 | 0 | 1 | 0 | 3 | 19 | 0 | 0 | 0 |
| Agosto | 85 | 0 | 85 | 5 | 3 | 0 | 1 | 31 | 0 | 0 | 7 |
| Septiembre | 10 | 0 | 10 | 0 | 0 | 0 | 1 | 3 | 0 | 0 | 4 |
| Noviembre | 57 | 0 | 57 | 0 | 0 | 2 | 1 | 9 | 0 | 1 | 35 |
| Diciembre | 38 | 0 | 38 | 0 | 0 | 0 | 2 | 2 | 0 | 0 | 22 |
| Enero 2004 | 30 | 0 | 15 | 0 | 0 | 0 | 4 | 3 | 0 | 0 | 8 |
| Total | 310 | 3 | 286 | 14 | 6 | 2 | 22 | 90 | 0 | 2 | 76 |
| Total (%) | | 1,0 | 92,3 | 4,5 | 1,9 | 0,6 | 7,01 | 29,0 | 0,0 | 0,6 | 24,5 |

normalmente a los casos donde se detecta el síntoma 1. Respecto a los análisis de plantas de campo existe un descenso en el porcentaje de aparición del síntoma 2, un aumento del porcentaje de aparición del síntoma 1, y un incremento considerable en la aparición del síntoma 9 (Cuadro 2, Figura 3). Lo que parece claro es que el síntoma consistente en una podredumbre blanda de las raíces (síntoma 1) es el más generalizado, tanto en las plantas de semillero como en las cultivadas en el terreno de asiento y cualquiera que sea la fecha de muestreo.

Los resultados obtenidos tras el análisis de las raíces de las plántulas y plantas afectadas se muestran en el cuadro 2.

De igual manera que los síntomas, la microbiota fúngica aislada de las raíces difiere poco entre las plantas procedentes de las recogidas en el terreno de asiento (Cua-

dro 3). La presencia de hongos con potencial patógeno sobre el puerro, a tenor de la revisión presentada en este trabajo, es muy escasa por no decir nula. Entre los patógenos citados del género *Allium*, *Macrophomina phaseolina* ha tenido una presencia testimonial. Las especies *Fusarium solani* y *F. roseum*, han sido señaladas como patógenos de las raíces de la cebolla en Israel, Bulgaria e Italia (SMITH *et al.*, 1992) y su poder patógeno en nuestras condiciones se comentan más adelante. De igual manera que se comentará el de *F. moniliforme* (*F. verticilloides*) y de *F. oxysporum*. Esta última especie ha sido la más frecuente en todos los casos y sintomatologías observadas, rebasando su presencia el 75% en las plántulas de semilleros y un 65% en las procedentes del cultivo al aire libre. Ni de *F. moniliforme* ni de *F. oxysporum* hemos encontrado refe-

Cuadro 3. Porcentaje de colonias fúngicas obtenidas de las raíces con podredumbre.

| Aislado Género/especie | Plántulas del semillero (Total: 825 plantas) | Plantas del cultivo (Total: 310 plantas) |
|-------------------------------|--|--|
| <i>Alternaria</i> sp. | 22,4 | 12,8 |
| <i>Aspergillus</i> sp. | 0,0 | 0,6 |
| <i>Cladosporium</i> sp. | 23,1 | 6,7 |
| <i>Fusarium moniliforme</i> | 6,1 | 3,7 |
| <i>Fusarium oxysporum</i> | 60,3 | 98,7 |
| <i>Fusarium equiseti</i> | 2,5 | 23,9 |
| <i>Fusarium solani</i> | 0,4 | 13,5 |
| <i>Penicillium</i> sp | 17,0 | 0,0 |
| <i>Phoma</i> sp | 14,8 | 1,2 |
| <i>Pythium</i> sp | 7,6 | 25,7 |
| <i>Rhizoctonia bataticola</i> | 0,0 | 0,6 |
| <i>Rhizoctonia solani</i> | 0,0 | 9,2 |
| <i>Rhizopus</i> sp. | 30,7 | 19,0 |
| <i>Stemphylium</i> sp. | 0,0 | 14,1 |
| <i>Syzygytes</i> sp | 4,7 | 0,0 |
| <i>Trichoderma</i> sp | 20,2 | 0,6 |

Cuadro 4. Número de colonias fúngicas obtenidas tras el análisis de plántulas de semillero y plantas de campo.

F.o.: *Fusarium oxysporum*; Pho.: *Phoma*; F.r.: *Fusarium roseum*; Pyt.: *Pythium*; Alt.: *Alternaria*; Rhiz.: *Rhizopus*; Pe.: *Penicillium*; Trich.: *Trichoderma*; Syzyg.: *Syzygytes*; Cl.: *Cladosporium*; F.s.: *Fusarium solani*; F.m.: *Fusarium moniliforme*; R.s.: *Rhizoctonia solani*; Asp.: *Aspergillus*; R.bat.: *Rhizoctonia bataticola*; St.: *Stemphyllium*.

| | | Géneros de hongos detectados | | | | | | | |
|-----------|---|------------------------------|------|------|------|------|-------|--------|--------|
| | | F.o. | Pho. | F.r. | Pyt. | Alt. | Rhiz. | Pe. | Trich. |
| Plántulas | | 413 | 51 | 13 | 29 | 94 | 129 | 83 | 78 |
| | | Syzyg. | Cl. | F.s. | F.m. | R.s. | Asp. | R.bat. | St. |
| | | 17 | 102 | 2 | 23 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| Plantas | | F.o. | Pho. | F.r. | Pyt. | Alt. | Rhiz. | Pe. | Trich. |
| | | 364 | 2 | 51 | 49 | 31 | 38 | 0 | 4 |
| | | Syzyg. | Cl. | F.s. | F.m. | R.s. | Asp. | R.bat. | St. |
| | 1 | 11 | 32 | 9 | 27 | 1 | 1 | 29 | |

rencias que los señalen como patógenos en puerro. Sí en cebolla, donde *F. oxysporum* f.sp. *cepae* ocasiona graves daños en Italia y otros países (MESSIAEN *et al.*, 1991).

La presencia de un hongo del género *Phoma* en los semilleros evocaba a un agente causal de las raíces rosas: *Pyrenochaeta terrestris*, pero su presencia en los cultivos establecidos fue muy puntual y sus caracte-

rísticas morfológicas no coincidían con las descritas para la especie (BERRA LERCHUNDÍ, 1999).

Los demás micromicetos no han aparecido en nuestra revisión bibliográfica con connotaciones patogénicas sobre raíces de puerro, pese a ello *Stemphylium botryosum* fue inoculado. La elevada presencia de *Fusarium oxysporum* en plántulas de semilleros,

Cuadro 5. Número de plantas con síntomas en bulbos y pseudotallos.

| Meses | Nº Plantas analizadas | Síntomas | | |
|------------|-----------------------|----------|------|------|
| | | S1 | S7 | S9 |
| Septiembre | 8 | 5 | 2 | 2 |
| Noviembre | 7 | 5 | 1 | 5 |
| Diciembre | 5 | 4 | 0 | 2 |
| Enero | 4 | 3 | 0 | 2 |
| Total | 24 | 17 | 3 | 11 |
| Total % | | 70,8 | 12,5 | 45,8 |

motivó ensayos adicionales para conocer su origen. El análisis de las semillas comerciales de las variedades de puerro comercializadas (Lancelot, Nepal y Sabina) no permitieron aislar el hongo y *Alternaria* y *Cladosporium* mostraron en presencia en el 42% de las semillas. Los análisis de dos muestras de turba, correspondientes a los lotes de turba empleadas en el semillero, antes de ser usada como sustrato, no reveló la presencia de *Fusarium* ni de *Pythium*. Sin embargo, una vez analizada para producir plantas, en las 32 muestras analizadas, tanto *F. oxysporum* como *Pythium* se mostraron abundantemente.

Un análisis de las partes verdes de las hojas revelaron la presencia de *Puccinia porri* acompañada de *Stemphylium* sp y *Aspergillus* sp.

Los resultados de las inoculaciones realizadas con 49 aislados de hongos (*Fusarium moniliforme*, *F. oxysporum*, *Fusarium roseum* var. *gibbosum* (*F. equiseti*), *F. solani*, *Phoma* sp. *Pythium* sp. *Macrophomina phaseolina*, *Rhizoctonia solani*, *Stemphylium botryosum*, no revelaron en ninguna de las 3528 plantas inoculadas síntoma alguno.

Tampoco, comparando con los testigos, fue posible detectar mermas en el vigor de las plantas. Este comportamiento de diversas especies de *Fusarium* en raíces de especies de *Allium*, especialmente *Fusarium oxysporum* ha sido referido desde antiguo, en la literatura especializada. Así, el agente causal de la raíz rosada de la cebolla fue descrito como *Fusarium malli* (TAUBENHAUS y MALLY, 1917, 1921). Posteriormente, HANSEN (1929) eliminó toda la responsabilidad parasitaria en raíces de cebolla a diversas especies de *Fusarium*. Pese a los años transcurridos lo descrito por Hansen para la cebolla se reproduce en nuestros experimentos, para el puerro y en la bibliografía más actual, como se indicó en la introducción de este artículo.

El trabajo presentado no ha permitido atribuir a ningún hongo de los estudiados, la causalidad de las podredumbres radiculares y decaimiento de las plantas de puerro. Este hecho permite que la planificación sanitaria de las explotaciones agrícolas pueda hacerse con mayor racionalidad. Pero, además, autorizan los resultados a

Cuadro 6. Hongos detectado sen los análisis de bulbos y pseudotallos. F.o.: *Fusarium oxysporum*; Pho.: *Phoma*; F.r.: *Fusarium roseum*; Pyt.: *Pythium*; Alt.: *Alternaria*; Rhiz.: *Rhizopus*; Pe.: *Penicillium*; Trich.: *Trichoderma*; Syzyg.: *Syzygytes*; Cl.: *Cladosporium*; F.s.: *Fusarium solani*; F.m.: *Fusarium moniliforme*; R.s.: *Rhizoctonia solani*; Asp.: *Aspergillus*; R.bat.: *Rhizoctonia bataticola*; St.: *Stemphyllium*.

| | Géneros de hongos detectados | | | | | | | |
|-----------------------|------------------------------|------|------|------|------|-------|--------|--------|
| | F.o. | Pho. | F.r. | Pyt. | Alt. | Rhiz. | Pe. | Trich. |
| Bulbos y pseudotallos | 45 | 0 | 9 | 4 | 3 | 0 | 0 | 0 |
| | Syzyg. | Cl. | F.s. | F.m. | R.s. | Asp. | R.bat. | St. |
| | 2 | 0 | 2 | 0 | 3 | 0 | 0 | 1 |

plantear una especulación que puede trascender a las prácticas culturales. Como se indicaba en la introducción, las siembras para obtener plántulas de puerro se hacían en los suelos arenosos de Cádiz y las mismas, a raíz desnuda, se llevaban a los terrenos de asiento al aire libre en Villena (Alicante). En la actualidad, se siembra sobre turba, en bandejas de "poliexpan" con forma troncopiramidal, siendo el modelo empleado el de 384 alvéolos por bandeja, manteniendo las plántulas en semillero hasta conseguir el tamaño adecuado de trasplante en campo. Como sustrato se emplea turbas mezcladas con perlita. Paralelamente, han sido cambiadas las variedades tradicionales por variedades híbridas. Estos cambios en las técnicas de producción han dado lugar la aparición de los síntomas de podredumbre radicular evaluados y descritos en este trabajo. Analizando el sistema, se puede observar, cómo el cepellón en el que son producidas las plántulas, parece dificultar el crecimiento de las raíces. Las muestras examinadas durante los meses de junio, julio y agosto con plántulas que estaban en diferentes estados de desarrollo y la misma fecha de siembra, se observaba en las más desarrolladas como el sistema radicular fasciculado, característico de esta especie, iba formando agrupaciones enmarañadas de raíces en la zona central, y era en estas agrupaciones donde se intensificaban las podredumbres, sobre todo la designada con el síntoma 1 (Cuadro 1, Figura 1), caracterizada por una podredumbre blanda (y con ausencia total de cilindro central) normalmente transparente o marrón clara en algunos casos. Este proceso de descomposición parece agravarse, cuando estas plántulas son transplantadas a terreno definitivo en campo, donde no sólo se produce un estrés por el trasplante sino una excesiva profundidad al trasplantar en suelos muy pesados y excesivamente regados. Observando las plantas de campo se ve en un gran número de casos, cómo la zona central del disco basal había perdido parte del sistema radicular, o no tenía un desarrollo óptimo.

Además, se solía observar cómo en plantas en el campo, las raíces crecían hacia arriba, como intentando salir al exterior, incluso por el interior de las vainas más exteriores de la planta (Figura 2)

Por otro lado, si analizamos estudios recientes sobre el cultivo del puerro en el mundo, aunque en gran parte de las zonas productoras de puerro, se siga utilizando el trasplante, la tendencia actual promovida por las compañías productoras de semillas de puerro más importantes del mundo es la siembra directa. Esta recomendación, junto con la utilización de semillas híbridas da como resultado un mayor rendimiento de la cosecha y una mayor uniformidad del cultivo.

Todos estos hechos y observaciones nos permiten plantear la siguiente hipótesis: El problema detectado en campo no parece deberse directamente a ningún agente patógeno. La coincidencia en el tiempo de la detección del problema con el cambio a variedades híbridas y la producción de planta en semillero junto con la observación del



Figura 2. Estado de las raíces de las plantas en el campo.

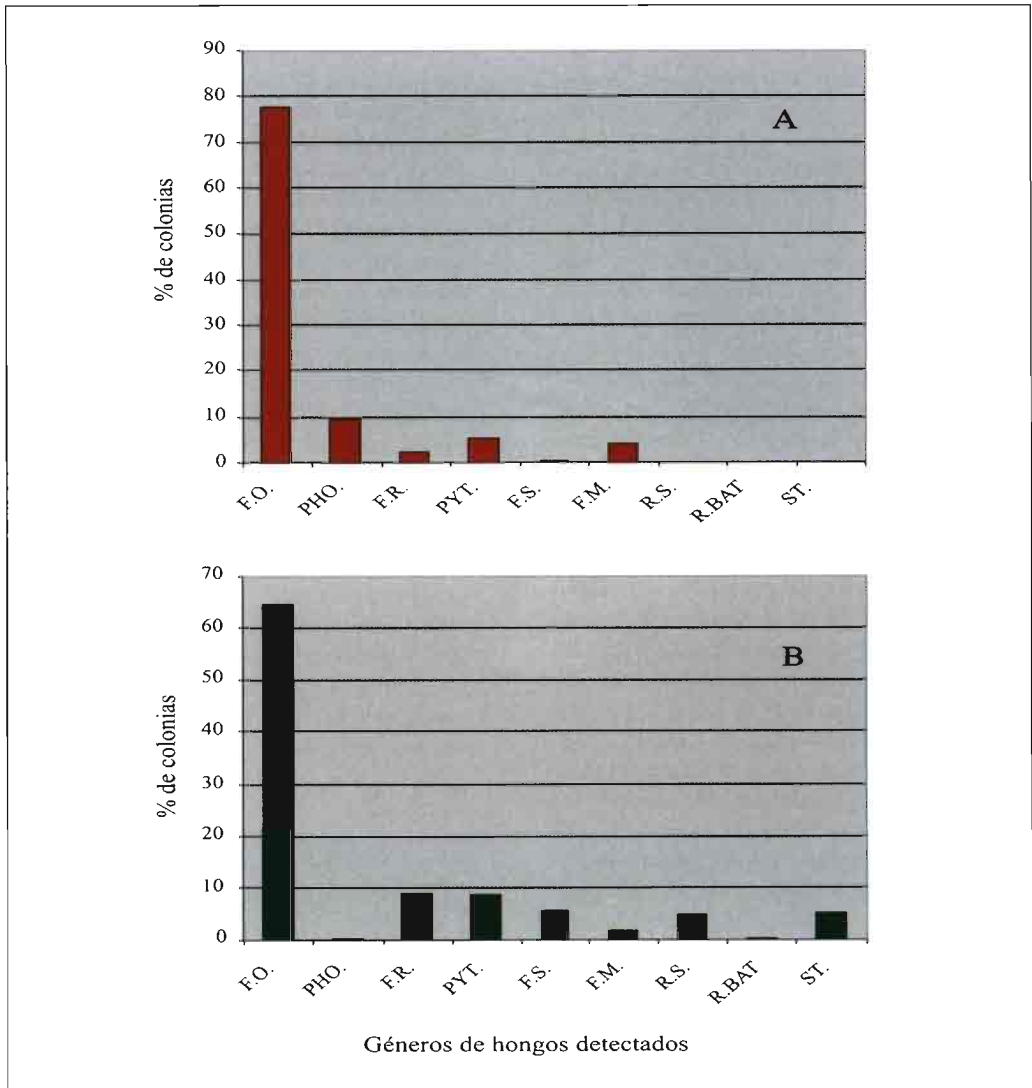


Figura 3. Porcentaje de hongos encontrados en plántulas (A) y plantas de campo (B).

deficiente desarrollo del sistema radicular de las plántulas en cepellón, parece situarnos ante un mal manejo cultural, pues estas nuevas variedades de mayor vigor no parecen adaptarse correctamente a las bandejas de siembra utilizadas, arrastrando de esta forma unas deficiencias que se agravan en campo por un riego excesivo y un mal drenaje, permitiendo así la presencia de ciertos hongos

que cumplen con su papel de descomponedores de los tejidos radiculares muertos o debilitados.

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo se acoge como proyecto al programa PRODER del Alto Vinalopó (Alicante).

ABSTRACT

MARTÍNEZ-RESTOY R. E., F. DIÁNEZ, M. SANTOS, M. DE CARA, J. FERRÁNDIZ HERNÁNDEZ, J. C. TELLO. 2006. Fungal microbiota associated with leek root rot in Villena. *Bol. San. Veg. Plagas*, 32: 673-683.

In this paper we present a study of the etiology of root rot in leeks. The study comprises analyses carried out on 825 plants grown in seedbeds on peat substrate and in alveolated trays and on 310 plants from different growing plots in the Villena (Alicante, Spain) fields. In both cases the roots of the plants showed fundamentally a soft rotteness, which sometimes acquired a light brown or pinkish colouring whatever the leek variety (Lancelot, Nepal and Sabina). Sixteen species or genera of fungi were isolated, the most frequent being: *Fusarium moniliforme* (*F. verticillioides*), *F. oxysporum*, *F. equiseti*, *F. solani*, *Macrophomina phaseolina*, *Phoma* sp., *Pythium* sp., *Rhizoctonia solani*, *Stemphylium botryosum*. A total of 49 of the isolated fungi mentioned were inoculated in seedlings of three leek varieties (Lancelot, Nepal and Sabina) in controlled environmental conditions within an air-conditioned chamber. None of the symptoms observed in the field were replicated in the 3528 plants inoculated using three different techniques. This article presents a possible explanation for the root rot studied, based on the production techniques of plants grown in seedbeds, using alveolated trays with peat substrate and the outdoor crop management on soil.

Key words: *Allium porrum*, *Fusarium* sp. *Macrophomina phaseolina*, *Phoma* sp., *Pythium* sp.

REFERENCIAS

- BARNET, H. L., HUNTER, B. B. 1972. Illustrated genera of imperfect fungi. Burgess Publishing Company, Minneapolis: 241 pp.
- BERRA-LERCHUNDI, D. 1996. *Phytophthora porri*. Mildiu del puerro. En: Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid, p 62.
- BERRA-LERCHUNDI, D. 1999. *Pyrenochaeta terrestris*. Enfermedad de las raíces rosas. En: Fichas de diagnóstico en laboratorio de organismos nocivos de los vegetales. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid, p 196.
- DE ANDRÉS, M. F., GARCÍA-ARENAL, F., LÓPEZ, M. M., MELGAREJO, P. 2000. Patógenos de plantas descritos en España. Ed. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid, 526 pp.
- ELLIS, M. B., 1961. Dematiaceous hyphomycetes. III. *Mycological Papers*, 82: 1-55.
- ELLIS, M. B. 1976. More dematiaceous hyphomycetes. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England: 507 pp.
- GARCÍA-MORATO, M. 2003. Plagas y enfermedades y fisiopatías de la cebolla en la Comunidad Valenciana. Ed: Generalitat Valenciana. Consellería de Agricultura, Pesca y Alimentación. 111 pp.
- HANSEN, N. H. 1929. Etiology of the pink-root disease of onions. *Phytopathology*, 19: 691-704.
- MESSIAEN, C. M., BLANCARD, D., ROUXEL, F., LAFON, R. 1991. Les maladies des plantes maraichères. INRA. París. 551 pp.
- MOHAN, S. K., SCHWARTZ, H. F. 2000. Diseases of onion (*Allium cepa* L.). Common Plant Diseases. Ed. The American Phytopathological Society. St. Paul, Minnesota, 67 pp.
- MUSKETT, A. E., MALONE, J. P. 1941. The Ulster method for the examination of flax seed for the presence of seed-borne parasites. *Ann. Appl. Biol.*, 28: 8-13.
- NELSON, P. E., TOUSSOUN, T. A., MARASAS, W. F. O. 1983. *Fusarium* species. An illustrated manual for identification. The Pennsylvania State University Press, Pennsylvania, USA: 193 pp.
- SMITH, I. M., DUNEZ, J., LELLIOTT, R. A., PHILLIPS, D. H., ARCHER, S. A. 1992. Manual de enfermedades de las plantas. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid: 671 pp.
- TAUBENHAUS, J. J., MALLY, F. W. 1917. Pink root, a new root disease of onions in Texas. *Phytopathology*, 7: 59.
- TAUBENHAUS, J. J., MALLY, F. W. 1921. Pink root disease of onions and its control in Texas. *Texas Agr. Exp. Sta. Bul.* 273.
- TELLO, J. C. 1984. Enfermedades criptogámicas en hortalizas. Comunicaciones INIA. Servicio de publicaciones agrarias. M.A.P.A.: 342 pp.
- TELLO, J. C., VARÉS, F., LACASA, A. 1991. Análisis de muestras. En: Manual de laboratorio. Diagnóstico de hongos, bacterias y nematodos fitopatógenos. MAPA, Madrid. pp: 39-72.
- VAN DER PLAT-NITERINK, A. J. 1981. Monograph of the genus *Pythium*. *Studies in Mycology*, 20: 241 pp.

(Recepción: 24 abril 2006)

(Aceptación: 23 junio 2006)