نشریهٔ پژوهش‌های حبوبات ایران
جلد ۳، شمارهٔ ۱، صفحهٔ ۱۲۶-۱۱۹، نیمهٔ اول ۱۳۹۱

Iranian Journal of Pulses Research
Vol. 3, No. 1, 2012, p. 119-126

شناسایی عامل بیماری زوال گیاهچه‌های لوبیا در استان کهگیلویه و بویراحمد و واکنش ارقام مختلف لوبیا (*Phaseolus vulgaris*) به آن

سمانه قایدی[۱]، محمد عبدالهی[۲*] و فریبا قادری[۳]

۱- دانشجوی کارشناسی ارشد، گروه گیاهپزشکی، دانشکده کشاورزی دانشگاه یاسوج، یاسوج، ایران
۲ و ۳- به‌ترتیب، استادیار و مربی گروه گیاهپزشکی، دانشکده کشاورزی دانشگاه یاسوج، یاسوج، ایران

تاریخ دریافت: ۱۳۹۰/۰۳/۰۷
تاریخ پذیرش: ۱۳۹۰/۱۰/۲۶

چکیده

بیماری پوسیدگی زغالی ناشی از قارچ *Macrophomina phaseolina* به‌دلیل دامنهٔ میزبانی وسیع، از عوامل محدودکنندهٔ توسعه کشت گیاهان زراعی در کشور محسوب می‌شود به‌طوری‌که در مناطق آلوده، برخی از این گیاهان تا حدود ۹۰درصد آلودگی را نشان می‌دهند. در حال حاضر در اکثر مناطق کشت، دمای بالا در اواسط و اواخر فصل زراعی و تنش خشکی، به‌عنوان اصلی‌ترین عوامل طغیان بیماری مطرح می‌باشد. بافت‌های آلوده، بعد از شستشو با آب لوله و خشک‌کردن، به قطعات پنج‌میلی‌متری تقسیم و بعد از ضدعفونی سطحی، روی محیط کشت سیب‌زمینی دکستروز-آگار کشت داده شدند. پس از کشت و خالص‌سازی قارچ جُداشده از بافت‌های پوسیده، قارچ *M. phaseolina* به‌عنوان عامل بیماری شناخته شد. بیست جدایه از *M. phaseolina*، عامل پوسیدگی زغالی، از مناطق مختلف استان کهگیلویه و بویراحمد، جدا شده از گیاه لوبیا، مورد استفاده قرار گرفت. خصوصیات فنوتیپی آن‌ها روی محیط کشت سیب‌زمینی دکستروز-آگار در دمای ۳۵درجهٔ سانتی‌گراد مقایسه شد. ظاهر پرگنه، میزان رشد پرگنه و تولید سختینه و همچنین ارتباط بین رشد در دمای ۳۵درجهٔ سانتی‌گراد و اندازهٔ سختینه، تعیین گردید. میزان کلونیزاسیون ریشه‌ها پس از دو ماه با کشت قطعات ریشه روی محیط کشت سیب‌زمینی دکستروز-آگار، محاسبه گردید. جدایه‌ها در یک گروه فنوتیپی به‌نام پنبه‌ای با سختینه متراکم قرار گرفتند. مقایسهٔ درصد بوته‌های آلوده و کلونیزاسیون ریشه نشان داد که ارقام خمین و ازنا به‌ترتیب بیشترین و کمترین حساسیت را به این قارچ دارند. مقایسهٔ درصد کلونیزاسیون طوقه نشان داد که ارقام خمین و ناز، بیشترین حساسیت و رقم ازنا کمترین حساسیت را دارد.

واژه‌های کلیدی: پوسیدگی زغالی، فنوتیپ، لوبیا، *Macrophomina phaseolina*

مقدمه

قارچ *Macrophomina phaseolina*، عامل پوسیدگی زغالی، از مهم‌ترین عوامل بیماری‌زای گیاهی در مناطق گرم، خصوصاً در سال‌های خشک و کم‌باران می‌باشد (Pearson, *et al.*, 1986). این قارچ موجب سوختگی گیاهچه، پوسیدگی ریشه و طوقه می‌گردد و دارای دامنهٔ میزبانی وسیع شامل حدود ۷۵خانواده و بیش از ۵۰۰گونهٔ گیاهی است (Smith & Carvil, 1997; Su *et al.*, 2001). قارچ عامل بیماری بقای خود را به صورت اسکلروت‌های سیاه‌رنگ در خاک و روی بقایا حفظ می‌کند. اسکلروت‌ها دارای ظاهری مشبک بوده و از اتصال ۲۰۰-۵۰ سلول هیف به وسیله ملانین، تشکیل می‌شوند. این سختینه‌ها تا چند سال در خاک زنده می‌مانند (Sinclair & Backman, 1989). نشانه‌های بیماری به‌صورت پژمرده‌شدن بوته‌ها قبل از رسیدن، پاره‌پاره‌شدن بافت پوست در پایین ساقه، تشکیل اسکلروت‌ها در آوندهای آبکش و زیر پوست است که با تشکیل آن‌ها بافت‌های داخلی به‌رنگ سیاه درمی‌آیند و به‌همین جهت به آن پوسیدگی زغالی می‌گویند.

لوبیا از میزبان‌های بسیار مهم این قارچ می‌باشد و گاهی تا ۱۰۰درصد به این محصول خسارت وارد می‌گردد (Abawi & Poster-Corrales, 1990). نتیجهٔ پژوهش‌های انجام‌شده نشان می‌دهد که جدایه‌های قارچ *M. phaseolina* جمع‌آوری‌شده از مکان‌های مختلف با استفاده از نشان‌گرهای

* **نویسنده مسئول:** یاسوج، خیابان دانشجو، دانشگاه یاسوج، دانشکده کشاورزی، گروه گیاهپزشکی، کد پستی: ۷۵۹۱۸۷۴۸۳۱، تلفکس: ۲۲۲۴۸۴۰-۰۷۴
همراه: ۰۹۱۷۱۱۵۸۶۸۱، mdabdollahi@gmail.com

RAPDs، AFLPs و RFLPs دارای تنوع ژنتیکی بالایی هستند (Almeida *et al.,* 2003؛ Jones *et al.,*1998؛ Mayek, 1997؛ Su *et al.,* 2001؛ Vandemark *et al.,* 2000).

بیماری پوسیدگی زغالی اولین‌بار در ایران توسط شریف از مزارع خربزه اصفهان گزارش شده است (Ghaffarian, 2000). این بیماری در ایران از پراکندگی جغرافیایی بالایی برخوردار است و گزارش‌های متعددی از وجود آن بر روی گیاهان مختلف ازجمله پنبه (Hamdollahzadeh, 1991)، سویا (Raayatpanah *et al.,* 2002)، کنجد (Golzar, 1989)، سوزنی‌برگان (Mirabolfathi, 1991) و زیتون (Saneie *et al.,* 2005) وجود دارد.

میزان آلودگی مزارع بسته به حساسیت رقم، وضعیت آب‌وهوایی، میزان آلودگی خاک و سیستم آبیاری، متغیر است (Daneshian & Rahmanpour, 1995; Su *et al*., 2001). Naseri (2011)، قارچ *M. phaseolina* را برای اولین‌بار در لوبیا از زنجان گزارش نمود و بیماری‌زایی آن را روی سه‌رقم چیتی، قرمز و سفید اثبات نمود. تنوع بیماری‌زایی جدایه‌های *M. phaseolina* روی ارقام مختلف لوبیا بسیارزیاد ذکر شده است (Mihail & Taylor, 1995; Mayek, 2001).

روش‌های مختلفی مانند کاربرد قارچ‌کش‌ها، استفاده از آنتاگونیست‌ها و تناوب، برای کاهش‌دادن میزان خسارت پوسیدگی زغالی متداول است (Francel *et al*., 1988). با وجود کاربرد روش‌های مختلف در مبارزه با این قارچ، تحقیقات نشان داده است که استفاده از ارقام مقاوم برای کاشت در مناطق آلوده تا حدود زیادی می‌تواند مؤثر باشد. اسمیت و کراویل (Smith & Cravil, 1997) رقم مقاوم به قارچ *M. phaseolina* را در میان ۲۴رقم سویا شناسایی کردند. میزان مقاومت ارقام مختلف کنجد (John *et al*., 2005)، نخود (Pande *et al.,* 2004)، گلرنگ (Mirza *et al*., 1982) و آفتابگردان (Saeed & Sellam, 1991) به پوسیدگی زغالی بررسی شده است. برخی محققان (Mihail & Taylor, 1995; Mayek & Lopez, 1997; Mayek *et al*., 2001) در بررسی ارقام مختلف لوبیا متوجه شدند که حتی با وجود این‌که برخی از جدایه‌ها از مکان یکسان جمع‌آوری شده بودند، تنوع بیماری‌زایی در جدایه‌های آن وجود دارد. بیشتر جدایه‌های مورد مطالعهٔ ایشان از مناطق بسیارگرم جمع‌آوری شده بودند.

هدف از انجام این تحقیق، تعیین میزان حساسیت برخی ارقام لوبیا به‌منظور شناسایی ارقام متحمل و معرفی آن‌ها برای کاشت در مناطق آلوده است.

مواد و روش‌ها

نمونه‌برداری و شناسایی عامل بیماری

طی سال‌های ۱۳۸۹-۱۳۸۸ از گیاهچه‌های در حال زوال لوبیا در مناطق جنوبی استان کهگیلویه و بویراحمد (باشت، لنده، سوق، گچساران و دهدشت) نمونه‌برداری شد. بافت‌های آلوده در آزمایشگاه زیر آب لوله به ملایمت شسته شدند تا قارچ‌های سطحی پوده‌زی و مواد اضافی در سطح بافت شسته شود. سپس بافت به قطعات ۵-۲ میلی‌متری تقسیم و ضدعفونی شد. قطعات سپس با حوله کاغذی خشک گردید و روی محیط غذایی سیب زمینی-دکستروز-آگار کشت داده شدند. نگهداری نمونه‌ها بر روی کاغذ صافی و در حرارت ۲۰°C بود (Saneii *et al.*, 2004). برای تشخیص گونه‌ها، بعد از خالص‌سازی، بر اساس خصوصیات ریخت‌شناسی اندام‌های رویشی، تولیدمثلی و دماهای رشد از کلید Holliday & Punithalingam (1970) استفاده شد.

بررسی واکنش ارقام مختلف لوبیا به *Macrophomina phaseolina*

جهت تهیهٔ مایه‌تلقیح، ۳۶۰گرم ماسهٔ دانه‌ریز با ۴۰گرم آرد ذرت و ۴۰میلی‌لیتر آب‌مقطر کاملاً مخلوط شد. این مخلوط در ارلن‌مایر یک‌لیتری ریخته و دو نوبت به فاصلهٔ ۲۴ساعت، هر بار به‌مدت نیم‌ساعت، اتوکلاو شد و سپس با کشت پنج‌روزهٔ قارچ که بیماریزایی آن اثبات شده بود، تلقیح شد و در دمای ۲۵درجهٔ سانتی‌گراد به‌مدت یک‌ماه نگهداری گردید. برای ارزیابی واکنش ارقام لوبیا به قارچ مایه‌تلقیح تهیه‌شده با خاک سترون گلدانی (کود حیوانی، ماسه و خاک به‌مقدار مساوی) به نسبت ۱:۹ مخلوط شده و گلدان‌ها با آن پُرشدند (Jimenez-Diazl *et al.,* 1983). بذرهای سالم ۹رقم انتخاب‌شدهٔ لوبیا (خمین، ازنا، درخشان، جماران، سفید، گلی، ناز، اختر و صیاد) پس از ضدعفونی سطحی در گلدان‌ها کاشته شد و بعد از سه‌هفته، درصد بوته‌های آلوده با روش Schteinberg (1997) تعیین شد. در این ارزیابی برای هر تیمار، پانزده گلدان (هر گلدان حاوی دو گیاهچه) درنظرگرفته شد. بعد از دو ماه، گیاهچه‌ها از خاک خارج شده و درصد کلونیزاسیون طوقه، ریشه و همچنین مرگ‌ومیر بوته‌ها مورد بررسی قرار گرفتند. برای محاسبهٔ درصد کلونیزاسیون هر کدام از بافت‌ها، از هر بافت، ۵۰قطعهٔ چندمیلی‌متری بریده شد و بعد از حذف آب

اضافی با کمک حولهٔ کاغذی، این قطعات بر روی محیط PDA کشت و در دمای ۲۵°C قرار داده شدند. از روز دوم به بعد، نمونه‌ها جهت مشاهدهٔ ظهور پرگنه‌ها مورد بررسی قرار گرفتند. همچنین علایم بیماری در گلخانه بر اساس مقیاس نمره‌دهی ۹-۱ (Abawi & Pastor-Corrales, 1990) ارزیابی و ثبت گردید (جدول۱). ثبت مشاهدات تا دو ماه بعد از مایه‌زنی ادامه داشت.

جدول ۱- ارزیابی نشانه‌های هوایی بوته‌های لوبیا (بر اساس مقیاس نمره‌دهی ۹-۱) آلوده‌شده به *Macrophomina phaseolina*

Table1- Rating scale (1-9) used to evaluate bean plants for aboveground infection caused by *Macrophomina phaseolina*

درجهٔ بیماری Disease score	ارزیابی نشانه‌های هوایی ایجادشده توسط *M. phaseolina* Evaluation of aboveground symptoms caused by *M. phaseolina*	
1	- No significant lesion	- فاقد نشانهٔ مشخص
3	- Lesions are limited to the cotyledon tissue	- لکه‌ها محدود به بافت کوتیلدون
5	- Lesions extended from cotyledon tissue to 2 cm of stem tissue	- رشد لکه‌ها از بافت کوتیلدون تا ۲سانتی‌متری بافت ساقه
7	- Lesions spread on stem and its branches. The above ground parts show chlorosis and necrosis symptoms	- گسترش لکه‌ها روی ساقه و شاخه‌ها، بروز کلروز و نکروز در اندام‌هوایی
9	- All parts of plant are inoculated and produce lots of sclerotia and pycnidia	- آلودگی تمام قسمت‌های گیاه و تولید میزان قابل‌توجهی اسکلروت و پیکنید

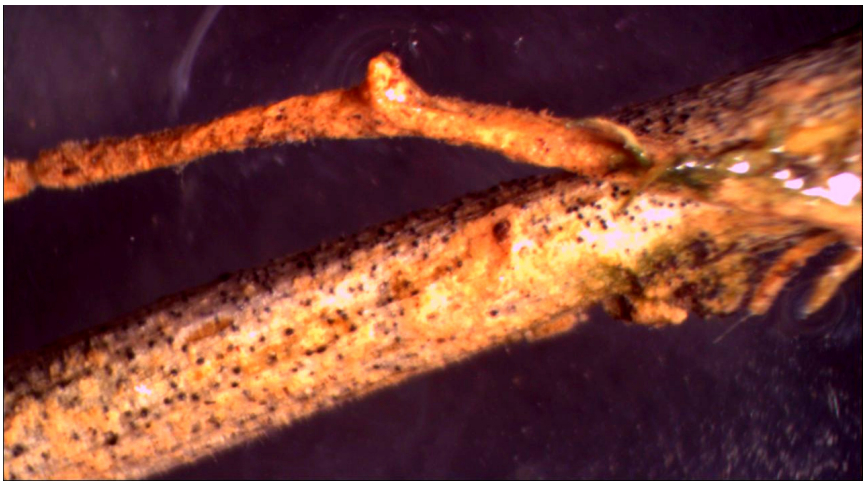
آزمایش در قالب بلوک‌های کاملاً تصادفی انجام گرفت و داده‌ها با نرم‌افزار SPSS 17 مورد تجزیه و تحلیل آماری قرار گرفت. مقایسهٔ میانگین‌ها با آزمون چنددامنه‌ای دانکن در سطح احتمال یک‌درصد صورت پذیرفت.

نتایج و بحث

شناسایی بیمارگر

از گیاهچه‌های در حال زوال لوبیا، ۲۰جدایه از بافت‌های طوقه و ریشه به‌دست‌آمد. پرگنه‌ها روی محیط کشت‌های آگاردار، رشد نسبتاً سریع داشتند و تولید پرگنه‌های سفید تا خاکستری و میکرواسکروت‌های سیاه‌رنگ فراوان به قطر ۱۰۹-۴۸ میکرومتر نمودند (شکل‌های ۱ و ۲).

در محیط کشت آب-آگار، پیکنیدیوم‌های سیاه‌رنگ به قطر ۱۳۰-۹۰میکرومتر و پیکنیدیوسپورهای بی‌رنگ بیضوی تا تخم‌مرغی به ابعاد ۱۹-۱۶×۱۲-۶ میکرومتر تولید شد. دماهای ویژه شامل کمینهٔ ۱۷درجهٔ سانتی‌گراد، بهینهٔ ۳۵درجهٔ سانتی‌گراد و بیشینهٔ ۴۳/۵درجهٔ سانتی‌گراد تعیین گردید. بر اساس این ویژگی‌ها، تمام جدایه‌ها، *M. phaseolina* تشخیص داده شدند (Holliday & Punithalingam, 1970).



شکل ۱- بافت طوقه لوبیا، پوشیده‌شده توسط میکرواسکلروت‌های قارچ *M. phaseolina*

Fig. 1. Crown tissue of common bean, covered with microsclerotia of *M. phaseolina*

شکل ۲- پرگنه قارچ *M. phaseolina* جداشده از طوقهٔ بوته‌های آلوده

Fig. 2. Colony of *M. phaseolina* isolated from infected crown tissue of common bean

در این تحقیق، جدایه‌ها در یک گروه فنوتیپی به‌نام پنبه‌ای با سختینهٔ متراکم قرار گرفتند. Edraki & Banihashemi (2010)، ۶۱جدایهٔ عامل پوسیدگی زغالی را که از گیاهان مختلف از قبیل طالبی، خربزه، سویا، خیار و کنجد از مناطق مختلف ایران جمع‌آوری کرده بودند، در چهار گروه فنوتیپی شامل پنبه‌ای با سختینه متراکم (۱۴درصد)، پنبه‌ای با سختینهٔ پراکنده (۲۵درصد)، نیمه‌پنبه‌ای (۵۳درصد) و تخت (۸درصد) قرار دادند و نتیجه گرفتند که جدایه‌های پنبه‌ای با میکرواسکلروت کم و پراکنده، تمایلی به کلونیزاسیون ریشه نشان نمی‌دهند و از بقیهٔ فنوتیپ‌ها کاملاً متمایزند.

عکس‌العمل ارقام مختلف لوبیا به قارچ *M. phaseolina*

اولین نشانه‌ها بعد از گذشت سه‌هفته، به‌صورت زردی و پژمردگی ظاهر شد. بعد از دو ماه، گیاهچه‌ها از خاک خارج شده و درصد کلونیزاسیون طوقه، ریشه و همچنین مرگ‌ومیر، مورد بررسی قرار گرفتند (شکل ۳).

شکل ۳- نشانه‌های پوسیدگی ریشه و طوقهٔ لوبیا ناشی از *M. phaseolina* در مقایسه با بوته‌های سالم

ارقام مورد بررسی از راست به چپ به‌ترتیب: خمین، گلی، درخشان، جماران، سفید، ازنا، ناز، اختر و صیاد

Fig. 3. Symptoms of root and crown rot of common bean, caused by *M. phaseolina* compare to healthy plants

Tested varieties from left to right: Sayad, Akhtar, Naz, Azna, Sefid, Jamaran, Derakhshan, Goli and Khomein

بر اساس نتایج تجزیهٔ واریانس داده‌ها، درصد آلودگی بوته‌ها به قارچ *M. phaseolina* در سطح احتمال یک‌درصد معنی‌دار بود (جدول ۲) که بیانگر اختلاف ژنوتیپ‌های مورد مطالعه از نظر تحمل به بیماری پوسیدگی زغالی است. مقایسهٔ

میانگین آلودگی ژنوتیپ‌های مورد بررسی نشان داد که درصد آلودگی از ۱۵/۱ تا ۹۳/۶ متغیر بود. ژنوتیپ‌های خمین با ۹۳/۶ درصد و ژنوتیپ ازنا با ۱۵درصد به‌ترتیب بیشترین و کمترین آلودگی را نشان دادند.

مقایسه میانگین درصد کلونیزاسیون طوقهٔ ارقام مختلف لوبیا به قارچ *M. phaseolina* در سطح احتمال یک‌درصد معنی‌دار بود که بیانگر اختلاف ژنوتیپ‌های مورد مطالعه از نظر تحمل به بیماری پوسیدگی زغالی بود. مقایسهٔ میانگین‌ها نشان داد که درصد کلونیزاسیون طوقهٔ ژنوتیپ‌های مورد بررسی از ۲۰/۱۹ تا ۹۶/۶ متغیر بود. ژنوتیپ‌های خمین با ۹۶/۶درصد و ژنوتیپ‌های ناز با ۹۴/۵ درصد کلونیزاسیون طوقه بیشترین و ژنوتیپ ازنا با ۲۰/۱۹درصد کمترین آلودگی طوقه را نشان دادند (جدول ۲).

همچنین مقایسهٔ میانگین‌های درصد کلونیزاسیون ریشهٔ ارقام مختلف لوبیا به قارچ *M. phaseolina* در سطح احتمال یک‌درصد معنی‌دار بود که بیانگر اختلاف ژنوتیپ‌های مورد مطالعه از نظر تحمل به بیماری پوسیدگی زغالی بود. مقایسهٔ میانگین‌ها نشان داد که درصد کلونیزاسیون ریشهٔ ژنوتیپ‌های مورد بررسی از ۴/۳ تا ۶۰/۲ متغیر بود. ژنوتیپ‌های خمین با ۶۰/۲درصد و ژنوتیپ‌های ازنا با ۴درصد کلونیزاسیون ریشه، بیشترین و کمترین آلودگی را نشان دادند (جدول ۲).

بررسی مقاومت ارقام مختلف لوبیا به قارچ *M. phaseolina* در شرایط گلخانه انجام گرفت و بر اساس تحقیقات Iqbal *et al.* (2010)، نتایج شرایط گلخانه ممکن است با نتایج شرایط مزرعه‌ای تا حدودی مغایرت داشته باشد؛ چرا که بیشتر ژنوتیپ‌های بررسی‌شدهٔ لوبیا در شرایط مزرعه‌ای، مقاوم اما در شرایط گلخانه‌ای حساس بودند که ممکن است به‌خاطر استفاده از خاک استریل و کاهش تعامل بین بیمارگر و سایر میکروارگانیسم‌های خاک باشد. همچنین Abawi & Pastor-Corrales (1990) بیان کردند که تلقیح مصنوعی قارچ *M. phaseolina* به میزبان، باعث افزایش بیماری می‌گردد.

جدول ۲- مقایسهٔ میانگین درصد کلونیزاسیون طوقه، ریشه و بوته‌های آلودهٔ ایجادشده در ارقام لوبیا با قارچ *M. phaseolina*

Table 2. Comparison of root and crown colonization of *M. phaseolina* and means of infected plants on bean cultivars

رقم Cultivar	درصد کلونیزاسیون طوقه Crown rot (%)	درصد کلونیزاسیون ریشه Root rot (%)	درصد بوته‌های آلوده Infected plants (%)
خمین (Khomain)	96.6a	60.2a	93.6a
ناز (Naz)	94.5a	51.9b	86b
گلی (Goli)	89.4b	61.3a	85.4b
سفید (Sefid)	74.2cd	58.5a	71bc
درخشان (Derakhshan)	72.1cd	49.9b	59.1c
جماران (Jamaran)	52e	39.7c	40.1d
صیاد (Sayad)	40f	33.9d	32.9e
اختر (Akhtar)	21.6h	14.54e	19.61e
ازنا (Azna)	18.19g	4.3f	15.1f

میانگین‌ها با حروف مشترک از نظر آماری در سطح احتمال ۱درصد، اختلاف معنی‌داری ندارند (آزمون چنددامنه‌ای دانکن)

Means with similar letters are not significantly different at 1% probability level (DMRT)

در شرایط گلخانه با حرارت بالا و رطوبت کم، به گیاهچه‌های لوبیا تنش رطوبتی وارد گردید و مشخص شد که این نتایج با نتایج Abawi & Pastor-Corrales (1990) مطابقت دارد. آن‌ها اظهار کرده‌اند که حرارت بالا و تنش رطوبتی از شرایط مطلوب قارچ *M. phaseolina* برای رشد و نمو در شرایط مزرعه و گلخانه می‌باشد.

در این تحقیق مشخص گردید که بر اساس نمره‌دهی نشانه‌های هوایی بر مبنای مقیاس ۹-۱، ارقام خمین، ناز و گلی حساسیت بالا داشته و ارقام سفید، درخشان و جماران نیمه‌حساس هستند. ارقام صیاد و اختر با حساسیت کم و رقم ازنا متحمل تشخیص داده شد. Iqbal *et al.* (2010) بر اساس این مقیاس نمره‌دهی، در شرایط گلخانه پنج ژنوتیپ کاملاً مقاوم، ۱۱ژنوتیپ مقاوم، ۳۰ژنوتیپ متحمل و ۵۴ژنوتیپ حساس و در شرایط مزرعه‌ای، ۱۲ژنوتیپ با مقاومت بالا، ۱۷ژنوتیپ مقاوم و ۲۵ژنوتیپ متحمل و ۱۶ژنوتیپ حساس تشخیص داده‌اند.

منابع

1. Abawi, G.S., and Pastor-Corrales, M.A. 1990. Root rots of beans in Latin America and Africa; diagnosis, research methodologies and management strategies. CIAT, Cali, Colombia. 114 p.
2. Almeida, A.M.R., Abdelnoor, R.V., Arrabal-Arias, C.A., Calvalho, V.P., Jacoud-Filho, S.S., Marín, S.R.R., Benato, L.C., Pinto, M.C., and Carvalho, C.G.P. 2003. Genotypic diversity among Brazilian isolates of *Macrophomina phaseolina* revealed by RAPD. Fitopatologia Brasileira 28: 279-285.
3. Daneshian, J., and Rahmanpour, S. 1995. Effect of planting dates on *Macrophomina phaseolina* in commercial hybrids of sunflower. Proceedings of the 16th. Iranian Plant Protection Conference, Tabriz, Iran (in Farsi).
4. Edraki, V., and Banihashemi, Z. 2010. Phenotypic diversity among isolates of *Macrophomina phaseolina* and its relation to pathogenicity. Iranian Journal of Plant Pathology 46: 93-100.
5. Francel, L.J., Wyllie ,T.D., and Rosenbrock, S.M. 1988. Influence of crop rotation on population density of *M. phaseolina* in soil infested with *Heterodera glycines*. Plant Disease 72: 760-764.
6. Ghaffarian, A.R. 2000. Biological control of *Macrophomina phaseolina,* the causal agent of charcoal rot of melon, by *Trichoderma* and *Gliocladium*. MSc. Thesis. Shahid Chamran University, Ahwaz, Iran. p 101. (In Farsi)
7. Golzar, H. 1989. Evaluating susceptibility of Sesame cultivars to three fungal pathogens in Gorgan. Proceeding of the 9th Iranian Plant Protection Congress. Mashhad. p 98.
8. Hamdollahzade, A. 1991. Charcoal rot of cotton in Iran. Proceeding of the 11th Iranian Plant Protection Congress, Kerman, Iran p120.
9. Holiday, P., and Punithalingan, E. 1970. *Macrophomina phaseolina* , CMI Description of Pathogenic Fungi and Bacteria No. 275. Commonwealth Mycological Institute, Kew.
10. Iqbal, U., Mukhtar, T., Muhammad, S., UL- Haque, and Rhiaz Malik, S. 2010. Host plant resistance in blackgram against charcoal rot (*M. phaseolina*). Pakistan Journal of Phytopathology 22: 126-129.
11. Jimenez-Diaz, R.M., Blance-Lopez, M.A., and Sackston, W.E. 1983. Incidence and distribution of charcoal rot of sunflower caused by *M. phaseolina* in Spain. Plant Disease 67: 1033-1036.
12. John, P., Tripathi, N., and Naveen, K. 2005. Evaluation of sesame germplasm/cultivar for resistance against charcoal rot. Research on Crops 6: 152-153.
13. Jones, R.W., Canada, S., and Wang, H. 1998. Highly variable minichromosomes and highly conserved endoglucanase genes in the phytopathogenic fungus *Macrophomina phaseolina*. Canadian Journal of Botany 76: 694-698.
14. Mayek, N., López, C., and Acosta, J.A. 1997. Variación en características culturales *in vitro* de aislamientos de *Macrophomina phaseolina* y su virulencia en frijol común. Agrociencia 31: 187-195.
15. Mayek, N., López-Castañeda, C., González-Chavira, M., García-Espinosa, R., Acosta-Gallegos, J., Martínez de la Vega, O., and Simpson, J. 2001. Variability of Mexican isolates of *Macrophomina phaseolina* based on pathogenesis and AFLP genotype. Physiological and Molecular Plant Pathology 59: 257-264.
16. Mihail, J.D., and Taylor, S.J. 1995. Interpreting variability among isolates of *Macrophomina phaseolina* in pathogenicity, pycnidium production, and chlorate utilization. Canadian Journal of Botany 73: 1596-1603.
17. Mirabolfathi, M. 1991. Charcoal rot of conifer in Iran. Proceeding of the 11th Iranian Plant Protection Congress. Kerman, Iran p. 148.
18. Mirza, M.S., Beg, A., and Khan, A.R. 1982. Varietal screening of sunflower cultivars to charcoal rot caused by *M. phaseolina*. Pakistan Journal of Agricultural Research 3: 202-203.
19. Naseri, B. 2006. First report of *Macrophomina phaseolina* on common bean in Zanjan. Iranian Journal of Plant Pathology 42: 276.
20. Pande, S., Kishore, G.K., and Rao, J.N. 2004. Evaluation of chickpea lines for resistance to dry root rot caused by *Rhizoctonia bataticola*. International chickpea and Newsletter 11: 37-38.
21. Pearson, C.A.S, Leslie, J.F., and Schwenk, F.W. 1986. Variable chlorate resistance in *Macrophomina phaseolina* from corn, soybean and soil. Phytopathology 76: 646-649.
22. Raeyat panah, S., Foroutan, A., and Oladi, M. 2002. Evaluation of soybean cultivars to charcoal rot caused by *Macrophomina phaseolina* in Mazandaran. Proceeding of the 15th Iranian Plant Protection Congress. Isfahan, Iran p. 116.
23. Saeed, F.A., and Sellam, M.A. 1991. Resistance of certain sunflower cultivars to charcoal rot and wilt diseases caused by *Macrophomina phaseolina* Tassi and *Fusarium oxysporum* Schecht ex Fr. Assute Journal of Agricultural Science 22: 27-35.

24. Saneii, S.J., Okhovat, S.M., Javan Nikkhah, M., and Razavi, S.I. 2004. Materials and Methods of Reaserch in Plant Diseases. Payke Reyhan Press 254p.
25. Schteinberg, D. 1997. *Rhizopus* head rot of confectionery sunflower, effects on yield quantity and quality and implications for disease management. Phytopathology 87: 1226-1232.
26. Sinclair, J.B., and Backman, P.A. 1989. Compendium of Soybean Diseases. The American Phytopatological Society. St. Paul, Minnesota, U.S.A.
27. Smith, G.S., and Cravil, O.N. 1997. Field screening of commercial and experimental soybean cultivars for their reaction to *M. phaseolina*. Plant Disease 81: 363-368.
28. Su, G., Sun, S.O., Schneider, R.W., and Russin, J.S. 2001. Host specialization in the charcoal rot fungus *M. phaseolina*. Phytopathology 91: 120-126.
29. Vandemark, G., Martínez, O., Pecina, V., and Alvarado, M.J. 2000. Assessment of genetic relationships among isolates of *Macrophomina phaseolina* using a simplified AFLP technique and two different methods of analysis. Mycologia 92: 656-664.

Iranian Journal of Pulses Research
Vol. 3, No. 1, 2012, p. 119-126

Identification of Charcoal rot disease of bean seedlings in Kohgiluyeh and Boyerahmad province and evaluation of partial resistance of common bean (*Phaseolus vulgaris*) cultivars

Ghayedi[1], S., Abdollahi[2*], M. & Ghaderi[3], F.

1- MSc. Student, Department of Plant Protection, University of Yasouj
2&3- Assistant Professor and Instructor, Department of Plant Protection, University of Yasouj, Iran

Received: 3 May 2011
Accepted: 16 January 2012

Abstract

Charcoal rot disease, caused by *Macrophomina phaseolina* has become a restrictive agent for annual crops in Iran. The disease incidence reaches up to 90 percent in some infested areas. High air temperature and drought stress associated with this disease, are the main factors for increasing the disease incidence and severity. In order to isolate the pathogenic agents, pieces of infected root and crown of bean were washed with tap water blotted dry and plated on potato dextrose agar (PDA). Twenty isolates of *Macrophomina phaseolina*, the cause of charcoal rot, were isolated from different parts of Kohgiluyeh and Boyerahmad province on bean. Phenotypic characteristics of the isolates were compared by growing on PDA at 35°C. Colony appearance, growth rate, production and amount of sclerotia and also the relationship between growth rate at 35°C and size of sclerotia were determined. Isolates were grouped in one phenotype that named fluffy with abundant sclerotia. Pathogenicity test of *M. Phaseolina* on different cultivars of bean were evaluated under greenhouse conditions. After two months root colonization was assessed by growing on PDA. The data were analyzed using MSTAT software. Disease indices including colonization of root and crown, and infected plants were measured. Comparative percentage of infected plants and root colonization showed that Khomain and Azna cultivars were the most susceptible and the most resistant tested varieties in reaction to *M. phaseolina*, respectively. The percentage of crown colonization showed that Khomain and Naz cultivars were the most susceptible and Azna cultivar was the most resistant in reaction to it.

Key words: Charcoal rot, Bean, *Macrophomina phaseolina*, Phenotype

[*] **Corresponding author**: mdabdollahi@gmail.com; Mobile: 09171158681