بررسی تنوع ژنتیکی در جمعیتهای *Fusarium moniliforme* جدا شده از بذور دو رقم ذرت هیبرید با استفاده از گروه‌های سازگار رویشی

رضا فرخی‌نژاد[1]

سیصدوهفتادوسه جدایه *Fusarium moniliforme* از بذور دو رقم ذرت هیبرید که در ۱۲ منطقه مختلف در بخش شمال مرکزی آمریکا کشت گردیده‌بودند جدا شد. با استفاده از محیط کشت حداقل حاوی کلرات پتاسیم برای این جدایه‌ها تعداد ۲۸۸۸ موتانت نیت (۱۲۹۸ عدد از جدایه‌های رقم ۳۳۷۷ و بقیه مربوط به جدایه‌های رقم ۳۴۷۵) به دست آمد. موتانتهای نیت بر اساس نحوه رشدشان روی محیط کشت‌های حاوی منابع مختلف نیتروژن در سه کلاس فنوتیپی (*nit3, nit1* , NitM) قرارگرفتند. از نیتهای حاصل از جدایه‌های رقم ۳۳۷۷، ۳۰٪، ۲۵٪، ۴۵٪ و از نیتهای حاصل از جدایه‌های رقم ۳۴۷۵، ۲۹٪، ۱۸٪، ۵۳٪ و آنها را به‌ترتیب *nit3* , NitM , *nit1* تشکیل دادند. از موتانتهای نیت برای تعیین گروههای سازگار رویشی (VCGs) بین جدایه‌های ارقام مختلف درون هر منطقه و بین مناطق مختلف استفاده شد. از ۱۹۴ VCG شناخته شده در این تحقیق ۱۳۴ عدد را گروههایی تشکیل داد که تنها شامل یک جدایه بودند. چنین گروههایی ۸۷٪-۳۳ و ۸۸٪-۳۳ گروههای هر منطقه را به ترتیب در ارقام ۳۳۷۷ و ۳۴۷۵ تشکیل داد. در رقم ۳۳۷۷ از ۹۱ VCG شناخته شده ۱۰ عدد و در رقم ۳۴۷۵ از ۱۰۳ VCG هفت عدد در بیش از یک منطقه مشترک بودند. در پنج منطقه جدایه‌هایی از هر دو رقم در VCG های مشترک قرار داشتند. در یکی از این مناطق ۶۹٪ از کل جدایه های آن محل در یک VCG قرار گرفت. این VCG بزرگترین گروه شناخته شده در این مطالعه بود، ولی هیچ عضوی از این گروه در مناطق دیگر پیدا نشد. جدایه‌های موجود در این گروه تنها ۵٪ از کل جمعیت قارچی را تشکیل داد. بر اساس این آمار جمعیت قارچ مورد مطالعه در مناطق مختلف جغرافیایی بسیار موضعی بوده و از نظر ژنتیکی متنوع میباشد. این آمار پیشنهاد مینماید که نقل و انتقال بذور ذرت میتواند از عوامل تشریح‌کننده تنوع ژنتیکی مشاهده شده در این مطالعه در مزارع تجارتی ذرت باشد.

واژه‌های کلیدی : تنوع، گروههای سازگار رویشی، فوزاریوم، هتروکاریون ، موتانت، نیت

۱- استادیار گروه گیاهپزشکی ، دانشکده کشاورزی ، دانشگاه شهید چمران اهواز

تاریخ دریافت : ۷۷/۱۱/۲۵ تاریخ پذیرش : ۷۸/۲/۲۷

مقدمه:

Fusarium moniliforme (Sheld) emend. Snyder & Hans پاتوژنی است که انتشار جهانی داشته و به گیاهانی که هم از نظر اقتصادی و هم از نظر ارزش غذایی برای انسان اهمیت دارند از قبیل برنج (*Oryza sativa* L.)، ذرت (*Zea mays* L.)، گندم (*Triticum aestivum* L.)، جو (*Hordeum vulgare* L.) و سورگوم (*Sorghum bicolor* L.) (۳)، نیشکر (*Saccharum officinarum* L.) و گیاهان دیگری از قبیل پنبه (*Gossypium hirsutum* L.)، و موز (*Musa* sp.) حمله می‌کند (۴). این قارچ در مناطق گرمسیری، نیمه‌گرمسیری و معتدل جهان گسترش دارد و در ذرت باعث ایجاد بیماریهایی مثل پوسیدگی دانه، ریشه، ساقه و آتشک گیاهچه می‌شود (۳۴). این بیماریها کاهش شدیدی در محصول سالیانه ذرت به وجود می‌آورند (۱۶). قارچ فوزاریوم نه تنها بعلت بیماریهائی که در ذرت ایجاد می‌کند، بلکه به دلیل تولید انواع متفاوتی از مایکوتوکسین[۱] از قبیل زیرالنون[۲] (۲۱) و مونیلیفورمین[۳] (۳۰) نیز برای انسان اهمیت دارد.

تنوع به تفاوتهای ژنتیکی و مورفولوژیکی موجود بین افراد یک جمعیت اشاره می‌نماید. چندین روش برای تعیین تنوع در جمعیت وجود دارد که یکی از آنها استفاده از گروههای سازگار رویشی[۴] می‌باشد (۳۲، ۲۹، ۲۶). این روش وسیله خوبی برای تقسیم بندی جدایه ها به گروههای سازگار و ناسازگار رویشی می‌باشد (۳۱، ۲۹). به عبارت دیگر، در این روش، توانایی جدایه های متفاوت برای تشکیل هتروکاریون[۵] تعیین می‌شود(۳۶، ۲۹، ۲۲). جدایه‌هایی که با همدیگر تشکیل هتروکاریون می‌دهند از نظر رویشی سازگار بوده و یک گروه سازگار رویشی تشکیل می‌دهند، ولی جدایه هایی که تولید هتروکاریون نمی‌کنند از نظر رویشی ناسازگار می‌باشند (۳۶، ۳۵، ۲۹). از این روش نه تنها برای تعیین تنوع در ساختار جمعیتی

---

۱ - Mycotoxin
۲ - Zearalenone
۳ - Moniliformin
۴ - Vegetative Compatibility Groups (VCG,s)
۵ - Heterokaryon

بسیاری از قارچها استفاده شده است (۳۷ ، ۳۲ ، ۲۹ ، ۲۴ ، ۶) بلکه در بعضی موارد، ارتباط گروههای سازگار رویشی با بیماریزایی در یک میزبان خاص نشان داده شده‌است (۲۳ و ۸). گذشته از کاربردهای بالا، از گروه سازگار رویشی بعنوان یک نشانگرژنتیکی مفید در مطالعات مربوط به جمعیت استفاده شده است، ضمناً" سازگاری رویشی می‌تواند مستقیماً توانایی تبادل ژنتیکی ارگانیسمهایی را که فاقد تولید مثل جنسی میباشند از طریق پراجنسی (پاراسکشوال) تحت تأثیر قرار دهد (۴۰).

وقتیکه جدایه‌های قارچی از نظر رویشی سازگار باشند ریسه آنها با هم تماس گرفته، جوش خورده و حالت هتروکاریون به وجود می‌آید. در بیشتر موارد هتروکاریون وقتی بوجود می‌آید که در هر لوکوس‌هت یا ویک[۱] آللهای متشابه وجود داشته باشد (۲۹ ، ۹). در قارچهایی که از طریق غیرجنسی زیاد می‌شوند ممکن است که جدایه‌های سازگار رویشی در مقایسه با جدایه‌های ناسازگار رویشی از نظر ژنتیکی با هم مشابه باشند. برای مثال جدایه‌هایی از یک قارچ که از لحاظ رویشی سازگارند، از نظر خصوصیاتی چون اندازه کلنی (۱۰)، تولید آنتی‌بیوتیک (۱۴)، بیماریزایی (۱۹ ، ۱۲ ، ۱) و آیزوزایم[۲] (۵) کاملا" مشابهند.

در سال ۱۹۸۵ پوهالا[۳] برای تعیین گروههای سازگار رویشی در *F. oxysporum* روش ابداعی کاو[۴] (۱۳) را برای مطالعه موتانتهای مقاوم به کلرات در *Aspergillus nidulans* پس از اصلاح بکار برد (۳۶). برای این کار پوهالا از موتانتهایی که قادر به استفاده از نیترات نبودند (نیت)[۵] استفاده کرد. این موتانتهای اگزوتروف[۶] بصورت کلنی‌هایی ظریف که دارای رشدی سریع و فاقد میسلیوم هوایی می‌باشند روی محیط کشت حداقل[۷] ظاهر می‌شوند. محیط کشت حداقل، محتوی نیترات سدیم بعنوان تنها منبع نیتروژن می‌باشد. با استفاده از محیط کشت انتخابی حاوی منابع متفاوت نیتروژن، موتانتهای نیت در سه گروه فنوتیپی *nit1* ،*nit3* و

---

۱ - het or vic locus
۲ - Isozyme
۳ - Puhalla
۴ - Cove
۵ - Nitrate-nonutilizing (nit) mutants
۶ - auxotrophs
۷ - Minimal medium

NitM قرار می‌گیرند (۹). وقتی که بعضی از این نیتها روی محیط کشت حداقل جفت شوند، همدیگر را تکمیل می‌کنند (۳۶)، یعنی در محلی که کلنیهای ظریف نیتها بهم می‌رسند میسلیومهای هوایی متراکمی توسعه می‌یابد. این رشد میسلیومی متراکم نشانه تکمیل شدن نیتها و تشکیل هتروکاریون بوده و حاکی از سازگاری رویشی بین جدایه‌های استفاده شده می‌باشد (۱۱). نشان داده شده، که سازگاری رویشی که در نتیجه پیوند ریسه‌های (آناستوموز) دو جدایه قارچی بوجود می‌آید بوسیله لوکوسهای زیادی کنترل می‌شود (۳۸).

اهداف این تحقیق عبارتند از: بررسی تنوع ژنتیکی در جمعیتهای فوزاریوم جداشده از بذور دو رقم ذرت هیبرید در هر منطقه و بین مناطق مختلف از طریق تعیین تعداد گروههای سازگار رویشی، تعیین اینکه جدایه‌های موجود در یک گروه سازگار رویشی خاص، یک رقم خاص از میزبان را ترجیح می‌دهند و نیز تعیین اینکه آیا جدایه‌های موجود در یک گروه سازگار رویشی محدود به یک منطقه جغرافیایی خاص می‌باشند.

مواد و روشها:

در این مطالعه از بذور دو رقم ذرت هیبرید (۳۴۷۵ و ۳۳۷۷) که هرکدام در دوازده ناحیه در بخش شمال میانی کشور آمریکا (جدول ۱) رشد کرده بودند استفاده شد. از بذور جمع‌آوری شده هررقم در هر منطقه ۱۶ عدد بطور تصادفی انتخاب شد. چهار عدد از این بذور پس از ضدعفونی سطحی باالکل اتیلیک ۷۵٪ و عبور از روی شعله و دوازده عدد دیگر بدون ضدعفونی سطحی در ظروف تشتک پتری حاوی محیط کشت انتخابی فوزاریوم[1] (۳۳) کشت داده شد. ظروف کشت برای مدت ۷-۵ روز در انکوباتور ۲۵° سانتیگراد گذاشته شد. بعداز رشد کلنیهای قارچ، از هر کدام قطعه کوچکی (حدود ۲ میلیمتر مکعب) به محیط کشت کامل[2] (۹) منتقل و ظروف کشت برای مدت ۷-۵ روز در دمای فوق نگهداری شد. بعد از رشد کلنیها در این محیط کشت ، کلیه جدایه های حاصله از طریق تک اسپور (انتخاب میکروکنیدیومها با

۱ - Nash-Snyder ۲ - Complete media

دستگاه میکرومانی‌پولیتور[۱] انجام شد) خالص سازی شدند. قارچهای خالص شده بعداز یک هفته رشد در شرایط بهینه، جهت نگهداری به سردخانه (۴ درجه سانتیگراد) منتقل گردیدند. برای نگهداری بلندمدت جدایه‌ها، از گلیسرول ۱۵٪ و دمای ۸۰- سانتیگراد استفاده شد.

تولید موتانتهای مقاوم به کلرات:

قطعهٔ کوچکی از محیط کشت کامل که حاوی کشت پنج روزه هر جدایه بود به محیط کشت کلرات[۲] (۳۹) منتقل شد. برای هر جدایه ده تشتک پتری حاوی محیط کشت کلرات مایه‌زنی گردید. پس از آن ظروف کشت به انکوباتور ۲۵ سانتیگراد منتقل شدند. ظروف هر دو روز یک بار برای ظهور موتانتهای مقاوم به کلرات که به صورت سکتورهای[۳] سریع‌الرشد از کلنیهای کم‌رشد قارچ در محیط کشت ظاهر می‌شوند مورد بررسی قرار گرفتند. بعداز ظهور سکتورها در محیط کشت حاوی کلرات، از هر سکتور تکه‌ای به اندازه ۲ میلیمترمکعب به محیط کشت حداقل منتقل گردید. پس از آن ظروف مایه‌زنی شده به انکوباتور ۲۵ سانتیگراد منتقل گردیدند. موتانتها از نظر سرعت رشد در محیط کشت حداقل دارای رشدی معمولی بوده ولی بصورت کلنیهای خیلی ظریف رشد می‌نمایند. تمام موتانتهای حاصله در لوله‌های حاوی محیط کشت حداقل و در ۴ درجه سانتیگراد نگهداری شدند تا در آزمایشات بعدی، فنوتیپ آنها تعیین گردد.

تعیین فنوتیپ موتانتهای نیت:

برای تعیین فنوتیپ موتانتهای نیت از محیط کشت پایه[۴] (۹) که حاوی یکی از منابع نیتروژن بشرح زیر بود استفاده شد:

۱) محیط کشت نیترات = محیط کشت حداقل، ۲) محیط کشت نیتریت = محیط کشت پایه

---

۱ - Micromanipulator
۲ - Chlorate-medium
۳ - Fast growing sectors
۴ - Basal medium

حاوی نیم گرم نیتریت سدیم در لیتر، ۳) محیط کشت هیپوزانتین = محیط کشت پایه حاوی ۰/۲ گرم هیپوزانتین در لیتر، ۴) محیط کشت آمونیوم = محیط کشت پایه حاوی یک گرم تارتارات آمونیوم در لیتر. برای تعیین فنوتیپ موتانتهای نیت قطعات کوچکی از کشت پنج روزه هر موتانت از محیط کشت حداقل بطور جداگانه به ظروف حاوی محیط کشت‌های حاوی منابع مختلف نیتروژن منتقل شد. بعداز انتقال موتانتها، ظروف کشت به دمای ۲۵° سانتیگراد منتقل گردیدند. مورفولوژی کلنیهای حاصله بعداز چهار روز مورد مطالعه قرار گرفت. موتانتها براساس توانائیشان در استفاده از منابع مختلف نیتروژن در هریک از گروههای فنوتیپی سه‌گانه *nit1*، *nit3*، NitM قرار گرفتند. کوشش بعمل آمد که برای هر جدایه حداقل یک *nit1* و یک NitM بوجود آید که این امر برای بعضی از جدایه ها عملی نگردید.

تعیین گروههای سازگار رویشی و پراکندگی آنها:

برای تعیین گروههای سازگار رویشی بین جدایه های مختلف قارچ *F. moniliforme*، در صورت امکان از *nit1* و NitM آنها استفاده شد. در غیاب NitM از *nit1* و *nit3* و در بعضی مواقع از *nit3* و NitM نیز استفاده بعمل آمد. برای این عمل یک قطعه کوچک از کشت پنج روزه یک موتانت نیت (مثلا" NitM) از یک جدایه در وسط تشتک پتری حاوی محیط کشت حداقل قرار گرفت. سپس در دو طرف آن و به فاصله تقریبا" مساوی قطعهٔ کوچکی از موتانتهای نیت (*nit1* یا *nit3*) از دو جدایه دیگر قرار داده شد. این عمل در مورد تمام جدایه های حاصل از بذور هرمنطقه انجام شد. ظروف مایه‌زنی شده به دمای ۲۵° درجه سانتیگراد منتقل شدند. ظروف کشت بصورت هفتگی برای تشکیل هتروکاریون پروتوتروف مورد بررسی قرار گرفتند. تشکیل هتروکاریون از روی ظهور میسلیومهای هوایی متراکم در محل تماس کلنی جدایه‌ها آشکار شد. عدم ظهور میسلیومهای هوایی و متراکم بیانگر عدم وجود سازگاری رویشی بین جدایه ها بود. پس از تعیین گروههای سازگار رویشی بین جدایه های ناشی از بذور هر رقم در هر منطقه، گروههای سازگار رویشی بین جدایه‌های مربوط به مناطق مختلف برای

هررقم به ترتیبی که در بالا شرح داده شد تعیین گردید. پس از آن با استفاده از روش فوق، گروههای سازگار رویشی بین جدایه‌های بدست آمده از نواحی مختلف برای ارقام متفاوت بذر تعیین و بدین ترتیب تنوع گروههای سازگار رویشی در قارچ مورد مطالعه بررسی شد و پراکندگی گروههای فوق در مناطق مختلف بدست آمد. نتایج حاصل از این مرحله دو مرتبه در ظروف کشت ۲۴ چاهکی حاوی محیط کشت حداقل بررسی و مورد ارزیابی قرار گرفت.

نتایج و بحث:

جداسازی جدایه های قارچ

در این مطالعه جمعاً" ۴۲۲ جدایه از قارچ *F. moniliforme* از بذور ضدعفونی شده و ضد عفونی نشده (۱۹۵ جدایه از بذور رقم ۳۳۷۷ و ۲۲۷ جدایه از بذور رقم ۳۴۷۵ جمع‌آوری شده از نقاط مختلف) بدست آمد. تعدادی از جدایه های حاصله از هر رقم در جریان خالص سازی و نیز تولید موتانتهای نیت از بین رفتند، در نتیجه تعداد جدایه های مورد استفاده جهت تعیین گروههای سازگار رویشی جمعاً" به ۳۷۳ جدایه کاهش یافت. از این تعداد ، ۱۷۹ جدایه از بذور رقم ۳۳۷۷ و ۱۹۴ جدایه از بذور رقم ۳۴۷۵ بدست آمده بود (جدول ۱).

تولید موتانتهای مقاوم به کلرات

تمام جدایه های قارچ *F. moniliforme* روی محیط کشت حاوی کلرات رشدی بسیار کند و ضعیف داشتند. با وجود این ، ۱۰-۴ روز بعد از کشت قارچ در روی این محیط ، تمام جدایه‌های قارچی سکتورهای سریع الرشد مقاوم به کلرات تولید نمودند. کلرات ماده‌ای است که در مطالعات مربوط به جذب و مصرف نیترات در قارچها، باکتریها، جلبکها و گیاهان بسیار مفید بوده است (۹). کلرات از طریق آنزیم احیاء کننده نیترات به کلریت تبدیل شده و این احتمالاً" میتواند باعث مسمومیت ناشی از کلرات در این موجودات گردد. بطور کلی جدایه‌هایی که به کلرات حساسند توانایی احیای نیترات به نیتریت را دارند

جدول ۱- رابطه بین محل جغرافیایی، رقم و گروههای VCG در *F. moniliforme*

ردیف	محل جغرافیایی	ارقام ۳۳۷۷ جدایه/VCG	ارقام ۳۴۷۵ جدایه/VCG	# VCG مشترک
۱	آلگونا،آیوا	۱۲ / ۶	۱۸ / ۱۲	۰
۲	ماریون، آیوا	۱۶ / ۷	۱۶ / ۴	۱
۳	جانستن، آیوا	۱۶ / ۳	۱۳ / ۵	۰
۴	شلبی‌ویل، ایلینویز	۱۵ / ۵	۱۹ / ۱۲	۱
۵	پرینستون، ایلینویز	۱۶ / ۹	۱۷ / ۸	۰
۶	نورث پلات، نبراسکا	۱۱ / ۴	۱۸ / ۷	۰
۷	یورک ، نبراسکا	۱۶ / ۷	۱۸ / ۱۰	۰
۸	باولینگ گرین، اهایو	۱۶ / ۱۱	۲۰ / ۱۱	۰
۹	گاردن سیتی، کانزاس	۱۵ / ۱۲	۱۷ / ۱۰	۲
۱۰	هورون،داکوتای‌جنوبی	۱۵ / ۸	۱۲ / ۹	۲
۱۱	یونیون سیتی، تنسی	۱۶ / ۸	۱۴ / ۹	۰
۱۲	ویندفال، ایندیانا	۱۵ / ۱۱	۱۲ / ۶	۱
	جمع	۹۱/۱۷۹	۱۰۳/۱۹۴	

ولی جدایه‌های مقاوم به کلرات این توانایی را ندارند (۷). به هرحال ، تعداد سکتورهای تولید شده در هر جدایه بدست آمده از بذور رقم ۳۳۷۷ بین ۲ تا ۱۰ عدد متغیر و متوسط تعداد سکتورها در هر جدایه ۷ عدد بود . برای جدایه‌های حاصله از بذور رقم ۳۴۷۵ این ارقام به ترتیب ۱ ، ۱۰ و ۷ عدد بود. اگر چه تمام جدایه های قارچی در محیط کشت کلرات تولید سکتور نمودند ولی همانطوریکه نتایج نشان می‌دهد تفاوتهایی در جدایه های مختلف از نظر فراوانی تولید سکتور وجود داشت و این مطلبی است که محققین دیگر هم در مورد قارچهای

دیگر به آن اشاره کرده‌اند (۲۸، ۲۷، ۹ و ۶). حدود ۹۷٪ از سکتورهای حاصله در محیط کشت کلرات ، وقتیکه به محیط کشت حداقل منتقل شدند قادر به استفاده از نیترات بعنوان تنها منبع نیتروژن نبودند و در نتیجه بصورت کلنیهایی با رشد ظریف و فاقد میسیلیومهای هوایی ظاهر شدند. رشد شعاعی این کلنیها مشابه جدایه های وحشی بود. این سکتورها به عنوان موتانتهای نیت در نظر گرفته می‌شوند. طبق مطالعات انجام شده بیشتر قارچها قادر به استفاده از نیترات بعنوان منبع نیتروژن می‌باشند. در این قارچها، این عمل از طریق احیاء نیترات به نیتریت و نیتریت به آمونیوم و با دخالت آنزیمهای نیترات ریداکتاز و نیتریت ریداکتاز عملی می‌گردد(۱۸). موتانتهای نیت جدایه‌های جهش‌یافته‌ای هستند که قادر به استفاده از نیترات نبوده و در نتیجه توانایی تبدیل آن را به آمونیوم ندارند و این بدلیل فقدان آنزیمهای نیترات ریداکتاز و نیتریت ریداکتاز در این موتانتها می‌باشد(۳۶).

در این مطالعه از جدایه های بدست آمده از بذور جمعاً ۲۸۸۸ موتانت نیت بدست آمد که ۱۲۹۸ موتانت از جدایه های ناشی از بذور رقم ۳۳۷۷ و بقیه از جدایه های مربوط به رقم ۳۴۷۵ بود.

تعیین فنوتیپ موتانتهای نیت

فنوتیپ موتانتهای نیت از روی شکل کلنی (نحوه رشد) موتانتها روی محیط کشتهای حاوی منابع مختلف نیتروژن تعیین شد (جدول ۲).

جدول ۲ - تشخیص فنوتیپ موتانتهای نیت از روی نحوه رشد آنها در محیط کشتهای حاوی منابع مختلف نیتروژن (۹).

فنوتیپ موتانت نیت	رشد روی منابع مختلف نیتروژن			
	نیترات	نیتریت	هیپوزانتین	آمونیوم
ایزوله وحشی	+	+	+	+
nit1	−	+	+	+
nit3	−	−	+	+
NitM	−	+	−	+

(−) = رشد ظریف و بدون تولید میسلیوم هوایی
(+) = رشد قوی و متراکم شبیه نمونه وحشی

براساس جدول (۲) موتانتهای نیت در سه گروه فنوتیپی قرار می‌گیرند. این گروهها احتمالاً نشان دهنده جهش در یک لوکوس ساختمانی نیترات ریداکتاز (*nit1*)، یک لوکوس تنظیم کننده مسیر جذب نیترات (*nit3*) و حداقل ۵ لوکوس که ساخت یک کوفاکتور حاوی مولیبدنوم را تحت تأثیر قرار می‌دهند (**NitM**) می‌باشد (۲۷ و ۹). ساخت این کوفاکتور برای فعالیت آنزیم نیترات ریداکتاز لازم است.

در آزمایشات مربوط به تعیین فنوتیپ موتانتهای نیت ، معلوم شد که از مجموع نیتهای حاصله از جدایه های رقم ۳۳۷۷ تعداد ۳۱۹ عدد یعنی ۲۵٪ آنها **NitM** ، ۵۹۹ عدد یعنی حدود ۴۶٪ آنها *nit1* و ۳۸۰ عدد یعنی حدود ۳۰٪ آنها *nit3* بودند. همچنین از مجموع نیت‌های حاصله از جدایه های مربوط به رقم ۳۴۷۵ تعداد ۲۸۳ عدد یعنی حدود ۱۸٪ آنها **NitM** ، ۸۴۶ عدد یعنی حدود ۵۳٪ آنها *nit1* و ۴۶۲ عدد یعنی ۲۹٪ آنها *nit3* بودند. این نتایج مشاهدات محققین دیگر را (۲۷ ، ۹ ، ۶) در مورد اینکه فراوانی تولید **NitM** کمتر از فراوانی تولید *nit1* و *nit3* است تأیید می‌نماید.

گروههای سازگار رویشی و پراکندگی آنها در مناطق مختلف

وقتیکه موتانتهای نیت یک جدایه که از نظر ژنتیکی با هم متفاوت بودند (**NitM** ، *nit1* و *nit3*) روی محیط کشت حداقل جفت شدند ظهور یک رشد متراکم از میسلیومهای قارچ در محل تماس کلنی موتانتها نشان از تشکیل هتروکاریون و سازگاری رویشی جدایه های مربوطه بود. ظهور این رشد متراکم میسلیومی بین ۵-۳ روز بعداز کشت نمایان بود. وقتیکه از **NitM** برای تشکیل هتروکاریون استفاده شد ظهور رشد متراکم میسلیومی در محل تماس کلنی نیتها قویتر و مشخص‌تر از زمانی بود که از دیگر نیتها استفاده بعمل آمد. ضمناً در صورت استفاده از **NitM** تشکیل هتروکاریون سریعتر به وقوع می‌پیوست. هیچکدام از جدایه های مورد استفاده در این مطالعه پدیده خود ناسازگاری[1] را نشان ندادند. جدول ۱ تعداد جدایه های مورد استفاده جهت تعیین گروههای سازگار رویشی و نیز تعداد **VCG** های بدست آمده در جمعیتهای قارچی جدا شده از دو رقم ذرت هیبرید و جدول ۳ نیز توزیع

۱ - Self-incompatibility

جدایه‌های قارچی را در گروههای سازگار رویشی مختلف نشان می‌دهند. در این مطالعه هیچ الگوی خاصی در مورد پراکنش VCGهای مختلف در مناطق مختلف و نیز در مورد توزیع جدایه‌های مختلف در گروههای سازگار رویشی متفاوت به دست نیامد. مثلا" جدایه‌های قارچ از بذور رقم ۳۳۷۷ در منطقه آلگونا در ۶ گروه سازگار رویشی به این ترتیب قرار گرفتند که یکی از گروهها شامل هفت جدایه و پنج گروه دیگر هرکدام دارای یک عضو (جدایه) بودند. توزیع دیگر جدایه‌های قارچی در گروههای سازگار رویشی در مناطق دیگر در این رقم و رقم ۳۴۷۵ نیز به همین صورت بود (جدول ۳).

جدول ۳- ارتباط بین منطقه ، رقم ، تعداد VCG و توزیع جدایه های قارچی در آنها

محل	رقم ۳۳۷۷	رقم ۳۴۷۵
	توزیع جدایه‌های قارچی درگروههای VCGs *	توزیع جدایه‌های قارچی درگروههای VCGs *
آلگونا	(۷) ۱ ، (۱) ۵	(۳) ۳ ، (۱) ۹
ماریون	(۹) ۱ ، (۲) ۱ ، (۱) ۵	(۱۳) ۱ ، (۱) ۳
جانستن	(۹) ۱ ، (۶) ۱ ، (۱) ۱	(۹) ۱ ، (۱) ۴
شلبی‌ویل	(۸) ۱ ، (۴) ۱ ، (۱) ۳	(۵) ۱ ، (۳) ۱ ، (۲) ۱ ، (۱) ۹
پرینستون	(۴) ۱ ، (۲) ۴ ، (۱) ۴	(۳) ۴ ، (۲) ۱ ، (۱) ۳
نورث‌پلات	(۸) ۱ ، (۱) ۳	(۱۲) ۱ ، (۱) ۶
یورک	(۱۰) ۱ ، (۱) ۶	(۵) ۱ ، (۳) ۲ ، (۱) ۷
باولینگ‌گرین	(۳) ۱ ، (۲) ۳ ، (۱) ۷	(۵) ۱ ، (۴) ۱ ، (۲) ۲ ، (۱) ۷
گاردن‌سیتی	(۲) ۳ ، (۱) ۹	(۵) ۱ ، (۳) ۱ ، (۲) ۱ ، (۱) ۷
هورون	(۸) ۱ ، (۱) ۷	(۳) ۱ ، (۲) ۱ ، (۱) ۷
یونیون‌سیتی	(۵) ۱ ، (۳) ۱ ، (۲) ۲ ، (۱) ۴	(۶) ۱ ، (۱) ۸
ویندفال	(۳) ۱ ، (۲) ۲ ، (۱) ۸	(۳) ۲ ، (۲) ۲ ، (۱) ۲

* اعداد داخل پرانتز نشان‌دهنده تعداد جدایه ها و اعداد بیرون پرانتز نشان‌دهنده تعداد VCG می‌باشند .

از مجموع ۱۹۴ VCG بدست آمده از دو رقم هیبرید ذرت در مناطق مختلف حدود ۶۹٪ از آنها را گروههایی تشکیل می‌داد که تنها دارای یک جدایه (عضو) بودند (جدول ۳). همانطوریکه از جدول ۳ برمی‌آید تعداد گروههای سازگار رویشی بین جدایه‌های حاصله از بذور دو رقم هیبرید ذرت در نواحی مختلف مورد آزمایش متفاوت بود. از این گذشته تعداد جدایه های موجود در گروههای سازگار رویشی در هر منطقه نیز تفاوت داشت. از محاسبه گروههای سازگار رویشی بین جدایه‌های قارچی مربوط به رقم ۳۳۷۷ معلوم شد که ۸۷٪-۳۳ از VCGها را در مناطق مختلف ، گروههایی تشکیل می‌دادند که تنها دارای یک عضو بودند. بزرگترین گروه سازگار رویشی در بین جدایه های بدست آمده از رقم فوق در منطقه یورک تشکیل شد که حدود ۶۳٪ از جدایه‌های آن ناحیه را در بر داشت (جدول ۳). همچنین محاسبه گروههای سازگار رویشی بین جدایه‌های قارچی مربوط به رقم ۳۴۷۵ نشان داد که ۸۸٪-۳۳ از VCGها را در مناطق مختلف ، گروههایی تشکیل دادند که هرکدام تنها دارای یک جدایه بودند. در بین VCG های بدست آمده از این رقم، یک VCG در منطقه ماریون با در برداشتن حدود ۸۱٪ از جدایه‌ها بزرگترین گروه سازگار رویشی را تشکیل داد (جدول ۳).

نتایج حاصل از آزمایشات مربوط به تعیین گروههای سازگار رویشی مشترک بین مناطق مختلف برای هر رقم ذرت هیبرید نشان داد که از مجموع ۹۱ گروه سازگار رویشی شناخته شده بین جدایه‌های قارچی مربوط به رقم ۳۳۷۷ ده عدد آنها در بیش از یک منطقه وجود داشت. از این ده عدد VCG ، دو عدد هرکدام با سه عضو ، یکی در مناطق آلگونا، هورون و باولینگ گرین و دیگری در آلگونا، ماریون و باولینگ‌گرین مشترک بودند. بزرگترین VCG مشترک دارای هشت عضو بود که در مناطق آلگونا و ویندفال مشترک بوده و اعضای آن حدود ۴٪ از کل جمعیت قارچی جدا شده از رقم ۳۳۷۷ را تشکیل داد. هفت گروه سازگار رویشی دیگر هرکدام با داشتن دو عضو به این ترتیب قرار گرفتند که دو تا از آنها بین مناطق باولینگ‌گرین و ماریون، دو تا بین آلگونا و هورون، دو تا بین هورون و باولینگ گرین و آخری بین باولینگ گرین و ویندفال مشترک بودند. به غیر از این ده عدد VCG، بقیه گروههای سازگار رویشی گروههایی بودند که فقط در مناطق منشاء وجود داشتند. تقریبا" همین وضعیت نیز در مورد جدایه‌های

بدست آمده از رقم ۳۴۷۵ مشاهده شد. از مجموع ۱۰۳ VCG شناخته شده در بین جدایه‌های قارچی بدست آمده از این رقم، هفت عدد در بیش از یک منطقه مشترک بودند. یکی از این گروهها با داشتن شش عضو در سه ناحیه پرینستون، هورون ، گاردن‌سیتی، دیگری با داشتن پنج عضو در سه ناحیه شلبی‌ویل ، یورک و ماریون و پنج گروه باقیمانده هرکدام با دو عضو در مناطق ماریون و آلگونا (۲ عدد) ، جانستن و شلبی‌ویل (۲ عدد) ، یورک و نورث‌پلات (۱ عدد) مشترک بودند.

برای تعیین گروههای سازگار رویشی بین جدایه‌های قارچی بدست آمده از هردو رقم ذرت هیبرید در هر منطقه، نمایندگانی از گروههای سازگار رویشی مشخص شده در هر منطقه برای هر رقم انتخاب و با هم جفت شدند. نتایج حاصله نشان داد که تنها در پنج منطقه ماریون ، شلبی‌ویل ، گاردن سیتی ، هورون و ویندفال گروههای سازگار رویشی مشترک بین جدایه‌های قارچی بدست آمده از بذور دو رقم ذرت هیبرید وجود داشت (جدول ۱). همانطوریکه از جدول یک برمی‌آید از مجموع ۱۹۴ VCG مشخص شده در این مطالعه تنها هفت عدد از آنها بین جدایه‌های قارچی بدست آمده از بذور دو رقم ذرت هیبرید در پنج منطقه فوق مشترک بودند. در بین VCG های مشترک بزرگترین آنها در منطقه ماریون وجود داشت که ۲۲ جدایه یعنی حدود ۶۹٪ از کل جدایه های بدست آمده از دو رقم ذرت هیبرید را در منطقه در بر داشت . با وجود این ، اعضاء این گروه تنها حدود ۵٪ از کل جمعیت قارچی را تشکیل داده و بغیر از منطقه ماریون در هیچ یک از دیگر مناطق مورد مطالعه یافت نشدند.

برای تشخیص تنوع در جمعیت قارچهای مختلف علاوه بر استفاده از خصوصیات فنوتیپی و فیزیولوژیکی قارچ (۱۰) از نشانگرهای ژنتیکی متفاوتی (۳۲، ۲۹، ۲۶) استفاده بعمل می‌آید. از خصوصیات فنوتیپی که جهت بیان تنوع در قارچ فوزاریوم مورد استفاده قرار گرفته‌اند مرفولوژی کلنی (۳۴، ۱۰، ۴) و مرفولوژی اندامهای زایشی غیرجنسی می‌باشند (۳۴، ۲۶، ۴). براساس چنین خصوصیاتی جنس فوزاریوم را به چندین گونه تقسیم نموده‌اند (۴،۳۴). با وجود این، خصوصیات مرفولوژیکی بسیار متغیر بوده و تحت تاثیر شرایط

محیطی قرار می‌گیرند(۲۶). تغییر در مرفولوژی کلنی و اندامهای زایشی غیرجنسی در شرایط مختلف محیطی از پدیده‌های بسیار رایج در *Fusarium* spp. می‌باشد (۴). در نتیجه این تغییرات، خصوصیات مرفولوژیکی معیار درستی برای بررسی تنوع در جمعیت نمی‌باشند.

یکی دیگر از روشهای مورد استفاده جهت بررسی تنوع، اثبات بیماریزایی جدایه یا جدایه‌های مورد نظر می‌باشد که بدون شک جزو مهمترین و دقیقترین راههای تشخیص تنوع در میان جدایه‌های قارچی بحساب می آید(۱۷ ، ۹). این مسئله مخصوصاً در مورد *F. oxysporum* که تعداد زیادی فرم مخصوص دارد مهم می‌باشد، زیرا که تشخیص این فرم‌های مخصوص از طریق اثبات بیماریزایی آنها روی گونه‌های بخصوصی از گیاهان میزبان امکان‌پذیر بوده و در حالتی که فرم مخصوص دارای نژادهای متفاوت باشد، تشخیص نژاد تنها از طریق اثبات بیماریزایی آن روی رقم خاص از گونه بخصوص گیاه میزبان صورت می‌گیرد (۱۵، ۹). از اشکالات عمده اثبات بیماریزایی این است که انجام چنین آزمایشاتی نه تنها به چندین هفته زمان بلکه به مقادیر زیادی فضای گلخانه‌ای ونیز مواد گیاهی نیاز دارد که اغلب به دلایل مختلف در دسترس نمی باشند. از این گذشته نشان داده شده است که بیماریزایی نیز تحت‌تأثیر متغیرهایی از قبیل درجه حرارت، سن میزبان و روش مایه‌کوبی قرار می‌گیرد (۹).

مطالعهٔ گروههای سازگار رویشی یکی دیگر از روشهایی است که جهت تعیین تنوع در ساختار جمعیتی قارچهای مختلف از جمله فوزاریوم مورد استفاده قرار گرفته (۳۶، ۳۵، ۳۲، ۲۹، ۲۶، ۲۳، ۱۹، ۱۰، ۸، ۵، ۱) و در طول دودهه گذشته نظر بسیاری از علاقمندان به مطالعه درباره ژنتیک جمعیت را بخود جلب نموده است. در این روش توانایی جدایه‌های مختلف برای تشکیل هتروکاریون تعیین می‌شود. جدایه‌هایی که با همدیگر تشکیل هتروکاریون می‌دهند از نظر رویشی سازگار بوده و تشکیل یک گروه سازگار رویشی را می‌دهند و برعکس (۳۶، ۳۵، ۲۹). علیرغم نظریات اولیه مبنی بر اینکه این روش قادر است جدایه‌های مختلف جنس فوزاریوم را تا حد گونه، فرم مخصوص و نژاد از طریق ژنتیکی و مستقل از مرفولوژی، فیزیولوژی و بیماریزایی تشخیص دهد (۳۶، ۲۲، ۱۰، ۵) مطالعات بعدی روشن نمود که نتایج حاصل از تحقیقات عملی در تمام موارد مؤید عقاید نظریه‌پردازان نیست و این روش نیز دارای نارساییهای خاص خود می‌باشد (۳۲، ۱۷، ۱۵، ۲). علیرغم وجود این اشکالات، استفاده از

گروههای سازگار رویشی، یک روش نسبتاً ساده را برای تشخیص جدایه‌های مختلف قارچهایی مثل *F. moniliforme* که از نظر مرفولوژیکی شبیه می‌باشند فراهم نموده است. جدایه‌های سازگار در این قارچ حداقل در ۱۰ لوکوس ویک مشابهت داشته، ولی جدایه‌های ناسازگار در یک یا تعداد بیشتری از این لوکوسها تفاوت دارند (۲۵). در این مطالعه تعداد ۳۷۳ جدایه *F. moniliforme* از بذور دو رقم ذرت هیبرید که در ۱۲ ناحیه مختلف در بخش شمال مرکزی آمریکا رشد کرده بودند مورد استفاده قرار گرفت. این جدایه‌ها در ۱۹۴ گروه سازگار رویشی مختلف قرار گرفتند. توزیع گروههای سازگار رویشی درون هر منطقه و بین مناطق مختلف به‌گونه‌ای بود که هیچ رابطه خاصی بین *VCG* و منشاء جغرافیایی جدایه‌ها مشاهده نشد. این یافته موافق نظر بعضی از محققین (۲۰، ۱۷) و مخالف یافته بعضی دیگر از پژوهشگران (۷) در مورد ارتباط بین *VCG* و مناطق جغرافیایی می‌باشد. یافته‌های این مطالعه هم‌چنین بیانگر عدم وجود ارتباطی خاص بین *VCG* و ارقام متفاوت ذرت می‌باشد. بر اساس تعداد گروههای سازگار رویشی پیدا شده در این مطالعه، به نظر میرسد که تنوع گروههای سازگار رویشی در جمعیت قارچ *F. moniliforme* بسیار زیاد باشد. نتایج این مطالعه نشان دهنده تنوع زیاد در جمعیت‌های قارچ جدا شده ار ارقام متفاوت در هر منطقه و بین مناطق مختلف می‌باشد. بعلاوه نتایج منتشر نشده از بررسی‌های انجام شده توسط نگارنده وجود تنوع را در بین جدایه‌های مختلف از یک بذر نشان می‌دهد. این تنوع زیاد در جمعیت پاتوژن باعث ایجاد اشکال در امر اصلاح گیاه ذرت به منظور تهیه واریته‌های مقاوم در مقابل بیماریهای ناشی از قارچ *F. moniliforme* و نیز در امر توسعه یک راه مبارزه جهت کنترل بیماری می‌باشد.

REFERENCES: منابع:

1- AHN, I.P., CHUNG, H.S., & LEE, Y.H. 1998. Vegetative compatibility groups and pathogenecity among isolates of *Fusarium oxysporum* f.sp. *cucumerinum*. Plant Disease 82: 244-246.

2- APPEL, D.J. and GORDON, T.R. 1994. Lcocal and regional variation in populations of *Fusarium oxysporum* from

agricultural field soils. Phytopathology 84: 786-791.

3- BACON, C.W., MARIJANOVIC, D.R., NORRED, W.P. & HINTON, D.M. 1989. Production of Fusarin C on cereal and soybean by *Fusarium moniliforme*. Applied and Environmental Microbiology 55: 2745-2748.

4- BOOTH, C. 1971. The Genus *Fusarium*. Commonwealth Mycological Institute. Kew. Surrey, England, 237 PP.

5- BOSLAND, P.W. & WILLIAMS, P.H. 1987. An evaluation of *Fusarium oxysporum* from crucifers based on pathogenicity, isozyme, polymorphism, vegetative compatibility and geographical origin. Canadian Journal of Botany 62:2067-2073.

6- BOWDEN, R.L., & LESLIE, J.F. 1992. Nitrate-nonutilizing mutants of *Gibberella zeae (Fusarium graminearum)* and their use in determining vegetative compatibility. Experimental Mycology 16: 308-315.

7- CLARK, C.A., HOY, M.W. and NELSON, P.E. 1995. Variation among isolates of *Fusarium lateritium* from sweetpotato for pathogenicity and vegetative compatibility. Phytopathology 85: 624-629.

8- CORRELL, J.C. 1991. The relationship between formae speciales, races, and vegetative compatibility groups in *Fusarium oxysporum*. Phytopathology 81: 1061-1064.

9- CORRELL, J.C., KLITTICH, C.J.R., & LESLIE, J.F. 1987. Nitrate nonutilizing mutants of *Fusarium oxysporum* and their use in vegetative compatibility tests. Phytopathology 77:

1640-1646.

10- CORRELL, J.C., PUHALLA, J.E., & SCHNEIDER, R.W. 1986. Identification of *Fusarium oxysporum* f.sp. *apii* on the basis of colony size, virulence and vegetative compatibility. Phytopathology 76: 396-400.

11- CORRELL, J.C., PUHALLA, J.E. & SCHNEIDER, R.W. 1986 Vegetative compatibility groups among nonpathogenic root-colonizing strains of *Fusarium oxysporum*. Canadian Journal of Botany 64: 2358-2361.

12- CORRELL, J.C., PUHALLA, J.E., SCHNEIDER, R.W. & KRAFT, J.M. 1985. Differentiating races of *Fusarium oxysporum* f.sp. *pisi* based on vegetative compatibility (Abstr.) Phytopathology 75: 1347.

13- COVE, D.J. 1976. Chlorate toxicity in *Aspergillus nidulans:* the selection and characterization of chlorate resistant mutants. Heredity 36: 191-203.

14- CROFT, J.H., & JINKS, J.L. 1977. Aspects of the population genetics of *Aspergillus nidulans*. PP. 339-60 In: Genetics and Physiology of *Aspergillus*, J.E. SMITH, J.A. PATEMAN, Eds NewYork, Academic press.

15- ELIAS, K.S. and SCHNEIDER, R.W. 1991. Vegetative compatibility groups in *Fusarium oxysporum* f.sp. *lycopersici*. Phytopathology 81: 159-162.

16- EL-MELEIGI, M.A., CLAFLIN, L.E., & RANEY, R.J. 1983. Effect of seedborne *Fusarium moniliforme* and irrigation scheduling on colonization of roots and stalk tissue, stalk root incidence, and grain yields. Crop Science 23: 1025-1028.

17- ELMER, W.H., & STEPHENS, C.T. 1989. Classification of *Fusarium oxysporum* f. sp. *asparagi* into vegetatively compatible groups. Phytopathology 79: 88-93.

18- GARRAWAY, M.O., & EVANS, R.C. 1984. Fungal Nutrition & Physiology. John Wiley & Sons, New York. 401 PP.

19- GORDON, T.R., CORRELL, J.C. & MCCAIN, A.H. 1986. Host specificity and vegetative compatibility in *Verticillium albo-atrum* (Abstr.) Phytoathology 76: 1111.

20- GORDON, T.R. and OKAMOTO, D. 1992. Variation within and between populations of *Fusarium oxysporum* based on vegetative compatibility and mitochondrial DNA. Canadian Journal of Botany 70: 1211-1217.

21- JOFFE, A.Z. 1986. *Fusarium* species: Their Biology and Toxicology 588 PP.

22- KATAN, T., & KATAN, J. 1988. Vegetative compatibility grouping of *Fusarium oxysporum* f.sp. *vasinfectum* from tissue and the rhizosphere of cotton plants. Phytopathology 78:852-855.

23- KATAN, T., KATAN, J., GORDON, T.R., & POZNIAK, D. 1994. Physiologic races and vegetative compatibility groups of *Fusarium oxysporum* f.sp. *melonis* in Israel. Phytopathology 84: 153-157.

24- KATAN, T. & SHABI, E. 1996. Vegetative compatibility among isolates of *Colletotrichum gloeosporioides* from almond in Israel. European Journal of Plant Pathology 102: 597-600.

25- KEDERA, C.J., LESLIE, J.F. and CLAFLIN, L.E. 1994. Genetic diversity of *Fusarium* section *Liseola (Gibberella fujikuroi)* in individual maize stalks. Phytopathology 84: 603-607.

26- KISTLER, H.C. 1997. Genetic diversity in the plant pathogenic fungus *Fusarium oxysporum*. Phytopathology 87: 474-479.

27- KLITTICH, C.J.R. & LESLIE, J. F. 1988. Nitrate reduction mutant of *Fusarium moniliforme (Gibberella fujikuroi)*. Genetics 118:417- 423.

28- KLITTICH, C.J.R., CORRELL, J.C. & LESLIE, J.F. 1988. Inheritance of sectoring frequency in *Fusarium moniliforme (Gibberella fujikuroi)*. Experimental Mycology 12: 289-294

29- LESLIE, J.F. 1993. Fungal vegetative compatibility. Annual Review of Phytopathology 31:127-50.

30- MARASAS, W.F.O., KRIEK, N.P.J., WIGGINS, V.M., STEYN, P.S., TOWERS, D.K., & HASTIE, T.J. 1979. Incidence, geographic distribution, and toxigenicity of *Fusarium* species in south African corn. Phytopathology 69: 1181-1185.

31- MARTIN, S.B. 1988. Identification, Isolation frequency, and pathogenicity of anastomosis groups of binucleate *Rhizoctonia* spp from strawberry roots. Phytopathology 78: 379-384.

32- MCDONALD,B.A.1997. The population genetics of fungi: Tools and Techniques. Phytopathology 87: 448-453.

33- NASH, S.M. & SNYDER, W.C. 1962. Quantitative estimation of propagules of the bean root rot *Fusarium* in field soils by plate counts. Phytopathology 52: 567-572.

34- NELSON, P.E., TOUSSOUN, T.A., & MARASAS, W.F.O. 1983 *Fusarium* species: An Illustrated Manual for Identification. Pennsylvania State University Press, University Park, Pennsylvania 193 pp.

35- PLOETZ, R. & CORRELL, J.C. 1988. Vegetative compatibility among races of *Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense*. Plant Disease 72: 325-328.

36- PUHALLA, J.E. 1985. Classification of strains of *Fusarium oxysporum* on the basis of vegetative compatibility. Canadian Journal of Botany 63: 179-183.

37- PUHALLA, J.E., and HUMMEL, M. 1983. Vegetative compatibility groups within *Verticillium dahliae*. Phytopathology 73: 1305-1308.

38- PUHALLA, J.E. & SPIETH, P.T., 1983. Heterokaryosis in *Fusarium moniliforme*. Experimental Mycology 7: 328-335.

39- PUHALLA, J.E. & SPIETH, P.T. 1985. A comparison of heterokaryosis & vegetative incompatibility among varieties of *Gibberella fujikuroi (Fusarium moniliforme)*. Experimental Mycology 9: 39-47.

40- RAYNER, A.D.M. 1991. The Phytopathological significance of mycelial individualism. Annual Review of Phytopathology 29: 305-23.

INVESTIGATION ON GENETIC DIVERSITY IN *FUSARIUM MONILIFORME* POPULATIONS ISOLATED FROM TWO CORN SEEDS CULTIVARS USING VEGETATIVE COMPATIBILITY GROUPS

R. Farrokhi - Nejad[1]

Key words: diversity , vegetative compatibility group , *Fusarium,* heterokaryon, mutant, nit

SUMMARY

Three hundred and seventy three isolates of *Fusarium moniliforme* were recoverd from two corn seeds from two cultivars both grown at 12 locations in the North Central United States. For these isolates , 2888 ***nit*** mutants (1298 ***nit*** mutants were from isolates of cultivar 3377 , and the rest from isolates of cultivar 3475) were generated using minimal medium containing potassium chlorate . ***nit*** mutants were divided into three phenotypic classes (***nit1*** , ***nit3***, and NitM) based on their growth on the medium containing different nitrogen sources. Of the ***nit*** mutants obtained from isolates of cultivar 3377 , 25% , 45% and 30% , and of the ***nit*** mutants obtained from isolates of cultivar 3475 , 18% , 53% and 29% were NitM , ***nit1,*** and ***nit3*** , respectively . ***nit*** mutants were used to force heterokaryon to determine distribution of vegetative compatibility groups (VCGs)

1- Department of Plant Protection. Shahid Chamran University.

within and between seed lots for corn cultivars 3377 and 3475. Of the 194 VCGs identified , 134 were represented each by a single isolate. These kinds of VCGs comprised 33-87% and 33-88% of the VCGs found in seed lots for cultivars 3377 and 3475, respectively. Of the 91 and 103 VCGs identified for the cultivars 3377 and 3475 , respectively 10 and seven VCGs were found at more than one site. At five locations, isolates in a common VCG were recoverd from both cultivars. At one location 69% of its isolates belonged to a single VCG, which was the largest VCG identified in this study, but no members of this group were found at any other location. Isolates belonging to this group comprised only 5% within the population as a whole. These data suggest that the population of *F. moniliforme* are highly localized, and are genetically diverse, and that seed corn movement could provide a mechanism to explain the variability observed in commercial fields.