

TÉCNICA DE FOLHAS DESTACADAS PARA TESTAR REAÇÕES  
DE CULTIVARES DE AMENDOIM (*Arachis hypogaea* L.) AOS  
FUNGOS *Cercospora arachidicola* HORI E  
*Cercospora personata* (BERK. & CURT.) ELL. & EVERH.

SERGIO ALMEIDA DE MORAES

Orientador: CLÉLIO LIMA SALGADO

Tese apresentada à Escola Superior  
de Agricultura "Luiz de Queiroz",  
da Universidade de São Paulo, para  
obtenção do título de Doutor em  
Agronomia. Área de Concentração:  
Fitopatologia

PIRACICABA  
Estado de São Paulo-Brasil  
Agosto, 1981

*Aos meus pais*

*esposa*

*e*

*filhos*

*D E D I C O*

## AGRADECIMENTOS

Nossos agradecimentos a todos que de algum modo contribuíram para a realização deste trabalho e em particular:

- Ao Instituto Agronômico do Estado de São Paulo, à Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" e aos professores do Departamento de Fitopatologia, que possibilitaram a participação no Curso de Pós-graduação e realização desta pesquisa.
- Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pela bolsa de Pesquisador Científico.
- Ao Professor Dr. Clélio Lima Salgado, pelo apôio, orientação e revisão dos originais deste trabalho.
- Aos Pesquisadores Científicos do I.A.C., Osvaldo Paradela Filho, Jaciro Soave, Mauro Hideo Sugimori, Ivan José Antunes Ribeiro e Angelo Savy Filho, pelo apôio e sugestões.
- Aos Pesquisadores Científicos do I.A.C., Alfredo Usberti Filho e Mário José Pedro Júnior pelas sugestões e correção do Resumo e Summary.
- À Todos os funcionários da Seção de Microbiologia Fitotécnica do I.A.C., pelo auxílio prestado durante a execução deste trabalho.

## Í N D I C E

	Página
RESUMO.....	v
SUMMARY .....	vii
1. INTRODUÇÃO.....	1
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	4
2.1. As cercosporioses do amendoim.....	4
2.2. A cultura de folhas destacadas.....	10
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	16
3.1. Local e época de realização dos experimentos...	16
3.2. Isolados de <i>C.arachidicola</i> e <i>C.personata</i> uti-	
lizados nos experimentos.....	16
3.3. Preparo do inóculo de <i>C.arachidicola</i> e <i>C.</i>	
<i>personata</i> .....	17
3.4. Obtenção, acondicionamento e condições de in-	
cubação das folhas destacadas de amendoim.....	18
3.5. Métodos de avaliação dos sintomas, utiliza-	
dos nos experimentos.....	20
3.6. Cultivares utilizados nos experimentos.....	21
3.7. Experimentos.....	22
3.7.1. Influência da idade das folhas desta-	
cadas de plantas de amendoim na sua	
duração e manifestação dos sintomas	
de <i>C.arachidicola</i> e <i>C.personata</i> .....	22
3.7.2. Influência da superfície da folha	
inoculada e da concentração de espo-	
ros na manifestação dos sintomas de	
<i>C.arachidicola</i> e <i>C.personata</i> , em fo-	
lhas destacadas.....	24
3.7.3. Influência da técnica de inoculação	
na manifestação dos sintomas de <i>C.</i>	
<i>arachidicola</i> e <i>C.personata</i> , em folhas	
destacadas.....	25

	Página
3.7.4. Influência da luz na manifestação dos sintomas de <i>C.arachidicola</i> e <i>C.personata</i> , em folhas destacadas.....	26
3.7.5. Reações de seis cultivares de <i>Arachis hypogaea</i> L. a <i>C.personata</i> , em folhas destacadas.....	27
3.7.6. Reações de seis cultivares de <i>Arachis hypogaea</i> L. a <i>C.arachidicola</i> , em folhas destacadas.....	27
4. RESULTADOS.....	29
4.1. Influência da idade das folhas destacadas de plantas de amendoim na sua duração e manifestação dos sintomas de <i>C.arachidicola</i> e <i>C.personata</i> .....	29
4.2. Influência da superfície da folha inoculada e da concentração de esporos na manifestação dos sintomas de <i>C.arachidicola</i> e <i>C.personata</i> , em folhas destacadas.....	33
4.3. Influência da técnica de inoculação na manifestação dos sintomas de <i>C.arachidicola</i> e <i>C.personata</i> , em folhas destacadas.....	37
4.4. Influência da luz na manifestação dos sintomas de <i>C.arachidicola</i> e <i>C.personata</i> , em folhas destacadas.....	37
4.5. Reações de seis cultivares de <i>A. hypogaea</i> L. a <i>C.personata</i> , em folhas destacadas.....	41
4.6. Reações de seis cultivares de <i>A. hypogaea</i> L. a <i>C.arachidicola</i> , em folhas destacadas.....	46
5. DISCUSSÃO.....	52
6. CONCLUSÕES.....	64
LITERATURA CITADA.....	66
APÊNDICE.....	72-107

TÉCNICA DE FOLHAS DESTACADAS PARA TESTAR REAÇÕES  
DE CULTIVARES DE AMENDOIM (*Arachis hypogaea* L.)  
AOS FUNGOS *Cercospora arachidicola* HORI E  
*Cercospora personata* (BERK. & CURT.) ELL. & EVERH.

SÉRGIO ALMEIDA DE MORAES

Orientador: Clélio Lima Salgado

RESUMO

Devido à importância das cercosporioses do amendoim (*Arachis hypogaea* L.), causadas por *Cercospora arachidicola* Hori e *Cercospora personata* (B. & C.) Ell. & Ev., foram conduzidos experimentos em condições de laboratório, visando padronizar uma técnica mais simples e prática para o teste das reações de plantas de amendoim a estes fungos.

Os experimentos foram conduzidos com folhas destacadas de plantas sadias de amendoim e acondicionadas individualmente em placas de Petri, contendo uma fina camada de algodão e um papel de filtro umedecidos com água esterilizada.

Os resultados obtidos mostraram que a utilização das folhas mais novas, porém completamente expandidas, permitiu uma melhor manifestação dos sintomas causados por estes fungos, pois estas folhas foram as que apresentaram maior vitalidade e sobrevivência. Isto foi relacionado ao enraizamento natural fácil e rápido apresentado por estas folhas.

O número de lesões destes fungos foi estatisticamente maior quando se inoculou a superfície superior das folhas. A inoculação através da pulverização das suspensões de esporos destes fungos mostrou ser mais prática e eficiente, que as inoculações por gotas ou pincelamento.

A luz direta foi necessária durante o período de incubação, sendo o regime de luz alternada (10 horas de luz e 14 horas de escuro) mais favorável ao desenvolvimento dos sintomas causados por estes dois fungos.

Os quatro métodos utilizados para avaliar os sintomas causados pelas duas espécies de *Cercospora* (número de lesões por folíolo, diâmetro médio das lesões, área infectada por folíolo e índice de infecção) foram importantes para expressar as reações e mecanismos de resistência de cada cultivar. Entretanto, o índice de infecção proposto, considerando a área infectada por folíolo e a área média do folíolo, e deste modo, estimando a porcentagem do tecido foliar necrosado, expressou melhor as reações dos cultivares a estes fungos.

Entre os cultivares testados através desta técnica destacaram-se os SO.909 e SO.911, como altamente resistentes a *C.personata* e moderadamente resistentes a *C.arachidicola*, e os cultivares SO.908 e SO.905, como moderadamente resistentes apenas a *C.arachidicola*. Os cultivares SO.905 e SO.908 mostraram, respectivamente, moderada e alta suscetibilidade a *C.personata*. Os cultivares Tatu e Tatuí mostraram-se altamente suscetíveis aos dois fungos.

Os resultados obtidos, semelhantes aos relatados em experimentos conduzidos em casa-de-vegetação ou em condições de campo, comprovaram a viabilidade e eficiência da técnica de folhas destacadas para testar as reações de cultivares de amendoim aos fungos *C.arachidicola* e *C.personata*.

DETACHED-LEAF TECHNIQUE FOR TESTING REACTIONS OF  
PEANUT CULTIVARS (*Arachis hypogaea* L.) TO  
*Cercospora arachidicola* HORI AND  
*Cercospora personata* (BERK. & CURT.) ELL. & EVERH.

SÉRGIO ALMEIDA DE MORAES

Adviser: Clélio Lima Salgado

SUMMARY

Laboratory experiments were carried out aiming to standardize a practical and simple technique for testing reactions of peanut cultivars (*Arachis hypogaea* L.) to *Cercospora arachidicola* Hori and *Cercospora personata* (B. & C.) Ell. & Ev..

Detached leaves of healthy peanut plants arranged individually in Petri dishes, previously prepared with a thin layer of cotton under a filter paper wetted with sterilized water, were used in the experiments.

The best manifestation of symptoms was obtained when younger but fully expanded leaves were used, because they showed better vitality and survival. This was correlated to their easier and faster natural rooting.

The number of lesions of both *Cercospora* species were statistically higher when the upper surface of the leaves was inoculated. The inoculation by misting the detached leaves with conidial suspensions of these fungi was more practical and effective than the inoculations by dropping or brushing.

Direct light was required during the incubation period, being the alternate light (10 hours of light and 14 hours of darkness) more suitable for symptoms development.



All methods used to assess *Cercospora* leafspots (number of lesions, diameter of lesions, infected area per leaflet and infection index) were considered important to express the reactions and resistance mechanisms of each cultivar. Nevertheless, the proposed infection index, considering the infected area per leaflet and the average leaflet area, and thus, estimating the necrotic leaf tissue percentage, gave better expression of cultivar reactions to these fungi.

Reactions of six peanut cultivars tested by this technique showed that the cultivars SO.909 (PI-259.747) and SO.911 (PI-350.680) were highly resistant to *C.personata* and moderately resistant to *C.arachidicola*, while SO.908 (PI-259.679) and SO.905 (PI-109.839) were moderately resistant only to *C.arachidicola*. High susceptibilities were observed in the cultivars Tatu and Tatui to both *Cercospora* species and in SO.908 only to *C.personata*.

Results obtained from the detached-leaf technique were similar to those obtained from whole plants under greenhouse or field conditions, which confirms the viability and effectiveness of this technique for testing reactions of peanut cultivars to *C.arachidicola* and *C.personata*.

## 1. INTRODUÇÃO

O amendoim (*Arachis hypogaea* L.) é uma planta originária provavelmente do Estado do Mato Grosso, no Brasil (LODEN e HILDEBRAND, 1950). Sua cultura é conduzida visando a produção de sementes, que podem ser empregadas na alimentação humana ou destinadas à extração de óleo, embora possam ser utilizadas para outros fins.

As variedades comerciais de amendoim mais plantadas no Estado de São Paulo, em especial a Tatu, apesar da sua alta capacidade produtiva, têm se mostrado altamente suscetíveis às principais doenças desta cultura. Este fato, aliado a outros fatores, tem proporcionado um rendimento abaixo do seu potencial de produção.

As manchas foliares causadas pelos fungos *Cercospora arachidicola* Hori e *Cercospora personata* (B. & C.) Ell. & Ev. são, entre as principais doenças do amendoim, consideradas as mais comuns e prejudiciais em todas as áreas de produção comercial. As cercosporioses são responsáveis pela redução na capacidade fotossintética nas áreas das folhas cobertas por lesões necróticas e, por intensa e prematura queda de folhas. Em culturas não pulverizadas com fungicidas podem causar perdas econômicas estimadas de 15 a 50% na produção em muitas áreas do mundo (GARREN e JACKSON, 1973). Estes

prejuízos são mais comuns quando estas manchas foliares aparecem mais cedo no estágio de desenvolvimento vegetativo das plantas, debilitando-as e impedindo a sua produção normal de vagens.

Embora medidas de controle químico possam ser utilizadas contra as manchas foliares, o uso de variedades resistentes possibilitaria uma produção a custos mais baixos e com maior rendimento.

Os testes de germoplasmas, visando a obtenção de fontes de resistência ou a avaliação das reações às cercosporioses em programas de melhoramento genético do amendoim, veem sendo feitos principalmente através de experimentos instalados sob condições de campo, onde as inoculações de *C.arachidicola* e *C.personata* ocorrem naturalmente; ou, através de inoculações artificiais, sob condições de casa-de-vegetação, onde se procura simular as condições de infecção natural.

Em muitos casos, como nos testes imediatos de introduções, híbridos ou espécies de *Arachis*, dos quais se dispõem de poucas sementes, ou mesmo nos testes de grande quantidade de plantas, não podem ser conduzidos experimentos sob condições de campo ou de casa-de-vegetação. Em experimentos sob condições naturais existe a dependência direta das condições ambientais e da existência de inóculo no campo, que podem impossibilitar a diferenciação de plantas com resistência a estes patógenos. O teste massal em casa-de-vegetação também pode ser limitado pela dificuldade de obtenção de quantidades de inóculo suficientes para a inoculação artificial, visto que os fungos do gênero *Cercospora*, em geral, apresentam problemas para esporularem abundantemente em meios de cultura (NAGEL, 1934; MORAES e SALGADO, 1979a).

Deste modo, seria de grande interesse a padronização de uma técnica mais simples, como a técnica de folhas des-tacadas, para testar a reação de plantas de amendoim às cercosporioses, em condições artificiais de laboratório.

Os objetivos deste trabalho são: (1) padronizar a metodologia a ser utilizada com a técnica de folhas destacadas de plantas de amendoim; (2) padronizar a metodologia de inoculação artificial e de avaliação dos sintomas das cercosporioses em folhas destacadas; (3) testar a reação de cultivares de amendoim às cercosporioses, procurando verificar a viabilidade do uso desta técnica, em função de resultados obtidos em condições de campo ou de casa-de-vegetação.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1. As cercosporioses do amendoim

Foi estabelecido por WOODROOF (1933) que as manchas foliares do amendoim são causadas por duas espécies de fungos conhecidos como *Cercospora arachidicola* Hori e *Cercospora personata* (B. & C.) Ell. & Ev. (sinonímia: *Cercosporidium personatum* (B. & C.) Deighton). Embora JENKINS (1938) tenha descrito os estágios ascógenos destes fungos como *Mycosphaerella arachidicola* Jenk. e *Mycosphaerella berkeleyi* Jenk., respectivamente, os nomes associados ao estágio conidial são ainda amplamente utilizados na literatura. Os estágios sexuais destas duas espécies de *Cercospora* são raramente encontrados, não tendo sido ainda relatados no Brasil.

A doença causada por *C. arachidicola*, comumente conhecida por "mancha castanha", atinge proporções epifitóticas mais cedo que a causada por *C. personata*, conhecida por "mancha preta ou escura" (JENKINS, 1938; HEMINGWAY, 1955). Por esta razão, os nomes comuns de mancha "inicial" e "tardia" tem sido aplicados para as duas doenças, respectivamente.

O inóculo dos dois fungos é disseminado pelo vento ou por gotas de água, dando início às infecções primárias. Os esporos subsequentes são disseminados principalmente

pelo vento e chuvas, conduzindo a ciclos secundários de infecção (GARREN e JACKSON, 1973).

Os conídios de ambas as espécies germinam através de um a vários tubos germinativos, que crescem sobre a superfície da folha e penetram através dos estômatos abertos (GARREN e JACKSON, 1973). Em condições ideais de umidade e temperatura de 20-25°C esta germinação ocorre dentro de 6 a 8 horas, porém os conídios não germinam se estiverem completamente cobertos de água ou se houver pouca umidade (GARREN e WILSON, 1951; FREZZI, 1960).

Segundo OSO (1972), os conídios de *C.arachidicola* requerem atmosfera saturada (100%) para germinarem à temperaturas entre 20-30 °C; em atmosferas próximas da saturação (96,5%) a germinação já ocorre em faixas menos amplas de temperatura (25-30°C). Este autor verificou, ainda, a formação de conídios secundários por este fungo, em ar saturado à 20-30°C, que possivelmente asseguram a posterior propagação desta espécie em condições ambientes menos favoráveis; observações com *C.personata* mostraram que seus conídios germinam somente por tubos germinativos vegetativos.

A penetração tanto de *C.arachidicola* como de *C.personata* no tecido hospedeiro ocorre através de estômatos abertos (HEMINGWAY, 1957; ABDU, 1966). Segundo ABDU (1966), as folhas jovens de plantas de amendoim moderada ou altamente suscetíveis foram completamente imunes à infecção por estes fungos, perdendo esta imunidade em função do desenvolvimento destas folhas, três a quatro dias após a sua expansão total, sendo isto atribuído à imaturidade dos estômatos das folhas jovens.

HEMINGWAY (1957) relatou que a maioria das infecções pelas duas espécies de *Cercospora* em folhas de amendoim se originavam através da epiderme superior. A menor infecção originada através da epiderme inferior foi associada à ocorrência de células armazenadoras de água, que possivelmente

tornavam os tubos germinativos incapazes de parasitar adequadamente os tecidos desta epiderme da folha, para o seu estabelecimento inicial.

ABDOU (1966) observou que não ocorreram infecções por *C.arachidicola* e *C.personata* em plantas altamente suscetíveis, quando estas permaneceram em completa escuridão durante a incubação. Por outro lado, as testemunhas incubadas em sequência normal de luz e escuro foram bastante infectadas.

Na colonização dos tecidos hospedeiros, *C.arachidicola* forma micélio intercelular, que mata as células antecipadamente ao seu crescimento tornando-se, então, intracelular (JENKINS, 1938). A *C.personata*, ao contrário, não mata as células antecipadamente ao crescimento de suas hifas intercelulares, mas forma haustórios dentro das células hospedeiras (WOODROOF, 1933 ; JENKINS, 1938).

O tempo de evolução de uma mancha desde que o esporo germina até seu completo desenvolvimento e aparecimento das primeiras frutificações é de 20-25 dias (FREZZI, 1960), sendo que os primeiros sintomas em folhas de plantas de amendoim suscetíveis aparecem 8-10 dias após a inoculação (JENKINS, 1938; MELOUK e BANKS, 1978).

As condições ambientes que favorecem o desenvolvimento destas manchas foliares no amendoim são alta umidade relativa e altas temperaturas mínimas (22°C) e máximas (35°C). As pequenas diferenças entre as temperaturas ótimas para *C.arachidicola* (25 a 32°C) e *C.personata* (25 a 30°C) e o desenvolvimento mais lento desta (GARREN e JACKSON, 1973), talvez possam explicar a incidência mais tardia da mancha preta, sob condições de campo.

MILLER (1949) reportou a existência de raças, tanto de *C.arachidicola* como de *C.personata*, diferindo em coloração, tipo e velocidade de crescimento e patogenicidade, características também observadas por MORAES (1977) para a primeira espécie.

Entre os métodos recomendados para controlar as cercosporioses do amendoim, a rotação de culturas e a pulverização com fungicidas podem proporcionar bons resultados em culturas comerciais. Porém, o uso de variedades resistentes seria, obviamente, o método mais eficiente e econômico para controlar estas doenças.

Vários trabalhos tem mostrado a existência de variedades de amendoim com resistência às cercosporioses (HIGGINS, 1935; HEMINGWAY, 1957; ABDU, 1966; SOWELL Jr. *et alii*, 1976; SAVY F<sup>o</sup> e MORAES, 1977; MORAES e SALGADO, 1979b). Alguns trabalhos tem também investigado a resistência em espécies selvagens de *Arachis* (HEMINGWAY, 1957; ABDU, 1966), tendo sido encontradas espécies altamente resistentes e imunes a *C.arachidicola*, *C.personata* ou ambas.

HEMINGWAY (1957) estudou a resistência numa coleção de amendoins cultivados e encontrou uma correlação entre a coloração da folhagem e a resistência; variedades com folhagem verde-claro foram suscetíveis ou muito suscetíveis, enquanto que as variedades com folhagem mais escura mostraram certo grau de resistência no campo, tendo verificado casos excepcionais tanto nos tipos "Virginia", como "Spanish". Posteriormente, estudando a associação entre a cor do folíolo e outras características dos tecidos foliares de plantas resistentes e suscetíveis, verificou que o tecido paliçádico era muito mais denso nas variedades resistentes que nas suscetíveis. Segundo este autor, a espessura extra deste tecido, que dá às folhas sua cor mais escura, provavelmente estava associada ao desenvolvimento mais lento das lesões nestas variedades resistentes.

ABDU (1966), concordando com os estudos feitos por HEMINGWAY (1957), verificou existir estreita correlação entre a largura estomatal e a frequência de estômatos largos, com a reação das plantas à infecção; a abertura estomatal nas espécies de amendoim imunes era normalmente muito



pequena mesmo em condições favoráveis, enquanto que nas altamente suscetíveis havia uma alta frequência de estômatos largos. HEMINGWAY (1957) reportou não haver diferenças significativas no número de estômatos entre plantas suscetíveis e resistentes.

Segundo ABDON (1966), aparentemente existe uma substância do hospedeiro que, passando pelo estômato aberto e provavelmente se dissolvendo no filme de água na superfície da folha, age como um atrativo para o crescimento dos tubos germinativos dos esporos em direção aos estômatos; isto sugere que as plantas imunes ou de suscetibilidades diferentes, além dos seus estômatos penetráveis, podem apresentar estas substâncias, diferencialmente atrativas para o crescimento direcional dos tubos germinativos.

Os estudos das relações patógeno-hospedeiro após a infecção mostraram que o desenvolvimento inicial destes fungos e a reação de plantas de amendoim foi similar, tanto para plantas resistentes como suscetíveis, durante o primeiro estágio de desenvolvimento de hifas secundárias. No entanto, em espécies altamente resistentes, o fungo se restringe ao pequeno desenvolvimento do micélio secundário, dentro das células paliçádicas no centro das lesões. Isto não é atribuído à formação de uma cicatriz, mas sim de uma barreira caracterizada pela tumefação da parede celular e a deposição, aparentemente, de substâncias pecticas nas paredes celulares e espaços intercelulares. Forma-se assim, uma barreira impermeável ao fungo ou aos nutrientes das células parasitadas; em pouco tempo estes nutrientes são exauridos pelo fungo, provocando a paralização do seu crescimento e limitando a área infectada a pontos de hipersensibilidade (ABDON, 1966).

As dificuldades encontradas nos trabalhos de melhoramento genético do amendoim, visando a introdução de resistência a estes patógenos nos cultivares comerciais, devem-se, principalmente, à herança independente da resistência

a *C.arachidicola* e *C.personata* (HIGGINS, 1935; ABDOU, 1966; SAVY Fº e MORAES, 1977); à incompatibilidade do cruzamento de espécies selvagens resistentes aos dois fungos com *A.hypogaea* (ABDOU, 1966), tornando difícil a transferência direta dos genes que governam a resistência para as variedades cultivadas ou, às dificuldades de aliar as características exigidas para uma variedade comercial com a resistência às doenças.

Vários métodos têm sido utilizados para a avaliação das cercosporioses do amendoim. ABDOU (1966), trabalhando com *C.personata* e *C.arachidicola*, comparou as reações de plantas de amendoim a estes patógenos utilizando os critérios: índice quantitativo de doença (baseado na área infectada por folíolo e porcentagem de desfolhação), índice qualitativo de doença (baseado no tipo de sintomas, na desfolhação e esporulação das lesões), número de lesões por folíolo e diâmetro médio das lesões, tendo conseguido comparações satisfatórias. SOAVE *et alii* (1974) verificaram que o número de lesões por folha apresentou uma correlação altamente significativa com o número de folhas caídas, concluindo que, apesar de trabalhosos, estes dois métodos são os mais recomendados para a avaliação da incidência de cercosporiose na cultura do amendoim.

SOWELL Jr. *et alii* (1976) avaliaram a reação de plantas de amendoim a *C.arachidicola* através da porcentagem de desfolhação e de um índice de doença, que estimava visualmente a porcentagem relativa de tecido necrosado em comparação com a área verde, convertendo estes valores numa escala variando de 0 a 5, onde o zero representava nenhuma área afetada visível e 5, 81-100% da área visível afetada pelo patógeno.

MELOUK e BANKS (1978), trabalhando com folhas des-tacadas de amendoim, utilizaram o número de lesões por folíolo e o número de folíolos desfolhados, como critério para avaliar a infecção e o desenvolvimento da doença causada por *C.arachidicola*.

Segundo MELOUK (1978), a porcentagem da folha necrosada pode ser usada para avaliar a severidade da mancha foliar causada por *C.arachidicola* em amendoim. Calculou a % da folha necrosada pelo fungo, pela fórmula:  $(A - B)/A \times 100$ , onde A= área foliar total e B= área foliar após a eliminação das manchas foliares; esta medição, segundo o autor, é simples e rápida quando o número de lesões por folha é pequeno, porém é trabalhosa e demorada quando ocorre um grande número de lesões por folha. Este autor verificou uma alta correlação entre os valores obtidos para a % de necrose foliar e o conteúdo total de clorofila perdido com a doença, sugerindo este método para uma avaliação mais rápida e precisa da necrose foliar do amendoim, causada por *C.arachidicola*.

MORAES (1977) avaliou a resistência a *C.arachidicola* em amendoim, através do número de lesões por folíolo, diâmetro médio das lesões e área infectada por folíolo. Este autor concluiu que o último método é o mais indicado para detectar diferenças na resistência de plantas de amendoim a este patógeno, pois leva em consideração tanto o número de lesões, como o seu diâmetro médio, dois tipos de manifestação dos sintomas que, segundo ABDU (1966), estão relacionados com a reação de resistência ou suscetibilidade da planta. No entanto, ressalta que, para a utilização rotineira deste método de avaliação, é necessário o estabelecimento de padrões de resistência e suscetibilidade, pois ele não considera as diferenças entre as áreas foliares características de cada cultivar de amendoim.

## 2.2. A cultura de folhas destacadas

A utilização da cultura de folhas destacadas em estudos com agentes causais de doenças em plantas, com diferentes finalidades, é descrita em trabalhos realizados há mais

de meio século, que destacam a possibilidade de infectar folhas destacadas e manter estas folhas e parasitas inoculados sobre as mesmas, em condições vigorosas por um determinado período de tempo (CLINTON e McCORMICK, 1924).

YARWOOD (1946) publicou uma extensa revisão de literatura sobre a cultura de folhas destacadas, incluindo aplicações em estudos sobre a suscetibilidade de hospedeiros e a virulência de patógenos. As vantagens de se utilizar esta técnica, segundo este autor, são: economia de espaço e material do hospedeiro, quando se deseja testar coleções de variedades; economia de inóculo dos patógenos a serem estudados; facilidade e exatidão das observações; menor perigo de contaminações; uniformidade da unidade experimental; facilidade de controle e manipulação dos fatores ambientes, possibilidade de manter as folhas destacadas, em alguns casos, por um período mais longo que a vida normal de folhas ligadas às plantas; as folhas destacadas apresentam a maioria das funções de folhas ligadas normais, incluindo transpiração, respiração, fotossíntese e síntese de proteínas.

Esta técnica tem sido empregada em muitos estudos envolvendo relações patógeno-hospedeiro com parasitas obrigados, especialmente as ferrugens, utilizando folhas ou pedaços de folhas de gramíneas (milho, trigo e outros cereais) flutuando em água ou soluções de sacarose, tanto com ou sem benzimidazole ou cinetina (CLINTON e McCORMICK, 1924; SILVERMAN, 1957; BROWDER, 1964; HOOKER e YARWOOD, 1966; WILCOXSON *et alii*, 1974).

LOCKE (1948) utilizou folíolos destacados de tomates e espécies de *Lycopersicon*, acondicionando-os em placas de Petri com duas camadas de papel de filtro umedecido, para avaliar a resistência relativa ou a suscetibilidade à *Alternaria solani* e *Septoria lycopersici*. O teste mostrou-se suficientemente sensível para detectar pequenas, mas significativas diferenças na suscetibilidade a estas doenças entre

as variedades comerciais de tomate, tendo sido útil na descoberta de uma fonte de resistência a estes patógenos e ajudado no trabalho de incorporação desta resistência em variedades de tomate com características agronômicas superiores.

HOYMAN (1957), comparando as reações obtidas em 30 seleções de batata à *Phytophthora infestans* através de inoculações artificiais, verificou que os resultados obtidos com folhas destacadas foram, no geral, comparáveis aos obtidos em folhas intactas destas plantas.

No estudo da ferrugem do cafeeiro (*Coffea arabica* L.), MORAES e SUGIMORI (1973) fizeram observações sobre a conservação de folhas destacadas, para sua utilização em inoculações com *Hemileia vastatrix*; verificaram que depois de quarenta dias, apenas 22,5% das folhas acondicionadas com algodão umedecido no pecíolo encontravam-se em bom estado de conservação e que, nesta época, algumas folhas apresentavam sintomas da ferrugem alaranjada. NSUMBU e BOUHARMONT (1977) conseguiram obter o enraizamento de folhas intactas de *Coffea canephora*, quando as mesmas foram colocadas em vermiculite e mantidas em uma atmosfera úmida; verificaram que uma imersão preliminar em uma solução de auxina (ácido naftaleno acético a 0,01%) acelerou a formação de raízes; em um meio nutritivo estéril, as folhas produziram unicamente calos, mesmo após um tratamento com aquela auxina.

Esta técnica também tem sido utilizada em experimentos com plantas leguminosas. ROBERTS (1956) utilizou a técnica de folhas destacadas para testar plantas leguminosas forrageiras, quanto à resistência a doenças foliares causadas por *Ascochyta imperfecta* em alfafa, *Stemphylium sarcinaeforme* em trevo vermelho e *Stemphylium lote* em "birdsfoot trefoil". Segundo WARD (1959), a técnica de folhas destacadas mostrou ser um método seguro, também, para a avaliação de alfafa à doença causada por *Phoma herbarum*, não diferindo significativamente dos resultados obtidos através de inoculações no

campo ou em casa-de-vegetação; uma solução de 2,0% de sacarose não esterilizada, como no trabalho de ROBERTS (1956), mostrou-se a mais satisfatória para a cultura de folhas de alfafa.

REIS e KIMATI (1974) verificaram que folhas destacadas de soja, cultivadas em placas de Petri, emitiram raízes no pecíolo e permaneceram vivas por um período superior a setenta dias; assim, permitiram o aparecimento de sintomas locais em inoculações com *Septoria glycines* e *Cercospora sojina* e a formação de nódulos nas raízes nas inoculações com *Rhizobium japonicum*. MIGNUCCI (1978) verificou que cerca de 90% de folhas unifoliadas e trifoliadas de soja cv. Harosoy produziram raízes adventícias, mas não brotos, quando flutuadas em água; as folhas enraizadas foram mantidas por três meses em filmes de água estéril desionizada ou por nove meses em areia ou solo autoclavado; as folhas enraizadas que foram inoculadas com conídios de *Microsphaera diffusa* suportaram crescimento luxuriante do fungo e permaneceram vivas por mais de sete meses. MIGNUCCI (1978) sugeriu o uso de culturas de folhas de soja enraizadas em solo estéril para a manutenção ou estudo durante longos períodos, de parasitas obrigados e outros organismos associados com folhas ou raízes.

A técnica de folhas destacadas de plantas de amendoim foi utilizada por RIBEIRO *et alii* (1976) para a realização de testes de patogenicidade com isolados de *Cercospora arachidicola*, *Cercospora personata* e *Puccinia arachidis*. As folhas de diversas variedades de amendoim foram cortadas no pecíolo com um bisturi e colocadas em caixas de Petri com papel de filtro umedecido com água estéril; o pecíolo cortado foi envolvido em algodão úmido e as folhas foram colocadas nas placas com a face inferior voltada para cima. A inoculação foi realizada através da deposição de gotas contendo 0,025 ml da suspensão de esporos de cada patógeno. A partir do 15º dia da inoculação, sob condições de laboratório e à

temperatura média de 24°C, os sintomas já começaram a ser observados nas folhas destacadas. Os autores relatam, ainda, a formação de raízes no pecíolo das folhas.

MELOUK e BANKS (1978) descreveram uma técnica de folhas destacadas para testar plantas de amendoim quanto a sua resistência à *Cercospora arachidicola*, porém utilizando uma metodologia diferente da descrita por RIBEIRO *et alii* (1976). Foram utilizadas folhas de quatro cultivares de amendoim e de quatro espécies selvagens, acondicionadas em tubos de ensaio contendo solução de HOAGLAND. As folhas foram inoculadas pulverizando ambas as superfícies com uma suspensão de conídios ( $2 \times 10^4$  conídios/ml), permanecendo numa câmara especial à temperatura de  $26 \pm 2^\circ\text{C}$  e  $31 \pm 2^\circ\text{C}$  durante a noite e o dia, respectivamente, e a 80-90% de umidade relativa, durante o período de incubação. As lesões nas folhas de plantas suscetíveis e a queda dos folíolos foram observados 8-10 dias e 18-21 dias após a inoculação, respectivamente. Os autores não relatam a formação de raízes no pecíolo das folhas destacadas, nas condições testadas.

A técnica de folhas destacadas de plantas de amendoim foi também utilizada por MISRA e MISRA (1976) e SUBRAHMANYAM *et alii* (1980) para testar a reação varietal à ferrugem causada por *Puccinia arachidis*. SUBRAHMANYAM *et alii* (1980) utilizaram folhas totalmente expandidas das regiões inferior, média e superior de plantas nos estágios de quatro folhas, pico de florescimento e próximo à maturação, imergindo os pecíolos em solução nutriente suplementada por 20 ppm de cinetina, tendo obtido resultados similares aos de inoculações artificiais de plantas inteiras. Estes autores também não relatam o enraizamento das folhas e o tempo de duração das mesmas.

O apodrecimento e a senescência relativamente rápidos dos tecidos das folhas destacadas de várias espécies vegetais têm sido considerados como os fatores mais limitantes

para estudos que requerem períodos de tempo mais longos (CLINTON e McCORMICK, 1924; YARWOOD, 1946).

A vida de folhas destacadas é prolongada, em alguns casos, quando calos de tecido são formados ou, em outros casos, quando ocorre o enraizamento (YARWOOD, 1946). Esta correlação entre o enraizamento e a durabilidade das folhas foi observada por HOOKER e YARWOOD (1966) com folhas de *Oxalis corniculata*; por REIS e KIMATI (1974) e MIGNUCCI (1978) com folhas de soja e, por RIBEIRO *et alii* (1976) com folhas de amendoim. Segundo NSUMBU e BOUHARMONT (1977), a diferenciação de meristemas radiculares ou apicais depende de um equilíbrio hormonal extremamente preciso. Esta é, provavelmente, a explicação para a falta de enraizamento em determinados trabalhos com folhas destacadas e, por conseguinte, a maior dificuldade encontrada na manutenção das mesmas em boas condições, por períodos de tempo mais longos.



### 3. MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1. Local e época de realização dos experimentos.

Os experimentos aqui relatados foram realizados no laboratório e casa-de-vegetação da Seção de Microbiologia Fitotécnica, do Instituto Agronômico do Estado de São Paulo, Campinas, no período compreendido entre julho de 1979 e maio de 1980.

#### 3.2. Isolados de *C.arachidicola* e *C.personata* utilizados nos experimentos.

Foram utilizados quatro isolados de *C.arachidicola* e quatro isolados de *C.personata* oriundos da micoteca da Seção de Microbiologia Fitotécnica do Instituto Agronômico, Campinas, onde estavam conservados em água estéril. Os isolados utilizados, bem como suas origens e data de isolamento, estão relacionados no Quadro 1.

As estruturas dos isolados de *C.arachidicola* e *C.personata* conservadas em água estéril foram retiradas e transferidas para tubos de cultura inclinada com meio de

Quadro 1 - Isolados de *C.arachidicola* e *C.personata* utilizados nos experimentos de inoculação artificial de folhas destacadas de amendoim.

CIA/FITO Nº (*)	DATA DE ISOLAMENTO	LOCALIDADE	ESPÉCIE
1436-1	20/5/74	Pompéia-SP	<i>C.arachidicola</i>
1595-1	8/1/75	Jaú-SP	<i>C.arachidicola</i>
1880-1	9/6/75	Jaú-SP	<i>C.arachidicola</i>
1921-1	28/7/75	Campinas-SP	<i>C.arachidicola</i>
1362	17/5/74	Sto.Anastácio-SP	<i>C.personata</i>
1379	20/5/74	Pompéia-SP	<i>C.personata</i>
1595	8/1/75	Jaú-SP	<i>C.personata</i>
1921	9/6/75	Campinas-SP	<i>C.personata</i>

(\*) Número de registro dos isolados na Seção de Microbiologia Fitotécnica, do Instituto Agronômico, Campinas, SP.

aveia-agar, a fim de possibilitar o desenvolvimento das colônias e a formação de conídios, sob luz contínua e a temperatura de  $29 \pm 2^\circ\text{C}$  (ABDOU, 1966; MORAES e SALGADO, 1979a). Pelo mesmo método estes isolados foram renovados anualmente.

### 3.3. Preparo do inóculo de *C.arachidicola* e *C.personata*.

A partir de colônias puras de cada isolado foi obtido o inóculo inicial necessário para a realização dos experimentos; foram preparadas suspensões de esporos pela adição de 5ml de água estéril com Tween 20 a 0,1% a cada tubo de cultura, sendo os conídios liberados com o auxílio de um pincel de pelos de camelo esterilizado. Estas suspensões concentradas de esporos foram então utilizadas para a multiplicação do inóculo dos dois fungos, sendo repicadas para os meios

de cultura contidos em erlenmeyers de 100 ml (MORAES, 1977).

Os meios de cultura utilizados para a obtenção do inóculo das duas espécies de *Cercospora* foram o meio de aveia agar, constituído de 15g de farinha de aveia e 20g de agar por litro de água, para *C.arachidicola* (MORAES e SALGADO, 1979a); meio de aveia-agar, constituído de 70g de aveia, 15g de agar por litro de água e, meio constituído de 100 ml de decocto de folhas de amendoim, 20g de agar por litro de água, para *C.personata* (ABDOU, 1966).

Devido às exigências dos dois fungos, segundo ABDOU (1966) e MORAES e SALGADO (1978), a incubação foi sempre conduzida sob luz contínua e à temperatura de  $29 \pm 2^{\circ}\text{C}$  em incubadoras.

As suspensões de esporos de *C.arachidicola* e *C.personata* utilizadas em todos os experimentos de inoculação artificial de folhas destacadas de amendoim, constituídas de uma mistura dos isolados citados no Quadro 1, foram sempre obtidas a partir de culturas com 12 a 14 dias de incubação, através da técnica da suspensão dos conídios em água estéril com Tween 20 a 0,1%, por agitação (MORAES, 1977).

A padronização do inóculo foi feita através da contagem dos esporos contidos nas suspensões originais de cada fungo, em lâmina de contagem de NEUBAUER, seguida de diluição da mesma para a concentração de esporos desejada.

#### 3.4. Obtenção, acondicionamento e condições de incubação das folhas destacadas de amendoim.

As folhas destacadas foram obtidas de plantas de amendoim cultivadas em casa-de-vegetação, através da sementeira em vasos contendo um composto de três partes de terra e uma parte de esterco. Na época da sementeira as sementes foram tratadas com Neantina solúvel 1%, sendo aplicado no solo um

inseticida granulado sistêmico, para evitar a ocorrência de trips e ácaros, e a consequente deformação das folhas. Em todos os experimentos as folhas foram retiradas de plantas com 30 a 60 dias de idade renovando-se, por isso, o plantio dos cultivares de amendoim em função da época de realização dos experimentos.

As folhas necessárias para a instalação de cada experimento foram retiradas dessas plantas destacando-se o pecíolo junto às hastes, sendo imediatamente levadas ao laboratório para o devido acondicionamento.

De acordo com os resultados obtidos em experimentos preliminares e conforme citam RIBEIRO *et alii* (1976), o acondicionamento das folhas foi feito em placas de Petri Pyrex de 100 mm de diâmetro por 20 mm de altura (uma folha por placa), contendo uma fina camada de algodão e um papel de filtro umedecidos com 25 ml de água estéril por placa. Antes da folha ser colocada na placa, seu pecíolo, imerso em água estéril, foi cortado com uma tesoura desinfectada e sua extremidade foi envolvida com algodão umedecido. Sob cada folha foi colocada uma lâmina de vidro, a fim de evitar o contato direto da mesma com o papel de filtro.

Com este procedimento as folhas destacadas estavam prontas para serem inoculadas artificialmente. Em seguida à inoculação das suspensões de esporos de *C.arachidicola* ou *C.personata*, as placas foram fechadas, recebendo um plástico transparente sob a tampa a fim de manter uma alta umidade relativa no seu interior (necessária durante o período inicial de infecção, segundo experimentos preliminares realizados). Este plástico foi retirado cerca de 72 horas após a inoculação, permanecendo as placas fechadas até a época de avaliação dos sintomas, para evitar o secamento do papel de filtro e algodão e, conseqüentemente, o murchamento das folhas.

Em todos os experimentos realizados, as placas de Petri contendo as folhas destacadas permaneceram, durante

todo o período de incubação, em uma câmara adaptada de 0,75 m de largura x 1,90 m de comprimento x 0,45 m de altura, contendo quatro lâmpadas fluorescentes tipo luz do dia, de 20 watts (colocadas a 0,40 m acima das placas), e um termostato para a regulação da temperatura. As temperaturas mínimas e máximas diárias foram registradas por um termógrafo colocado no interior desta câmara, durante o período de incubação de cada experimento.

### 3.5. Métodos de avaliação dos sintomas, utilizados nos experimentos.

A avaliação dos sintomas devidos a *C.arachidicola* e *C.personata* foi feita através de quatro métodos: número de lesões por folíolo, diâmetro médio das lesões, área infectada por folíolo e índice de infecção.

O número de lesões por folíolo foi obtido pela média do total de lesões contadas nos quatro folíolos que constituem a folha do amendoim.

O diâmetro médio das lesões, dado em milímetros, foi obtido pela média dos maiores diâmetros de 20 lesões (exceto para folhas com número de lesões inferior a vinte, onde todas as lesões foram medidas).

Com os dados de número de lesões por folíolo e diâmetro médio das lesões foi calculada a área infectada por folíolo, dada em  $\text{mm}^2$ , através da fórmula citada por ABDON (1966) e MORAES e SALGADO (1979b), ou seja:

$$\text{Área infectada/folíolo} = n^{\circ} \text{ médio de lesões/folíolo} \times \frac{(\text{diâmetro médio/lesão})^2}{2} \times 3,1416$$

Baseando-se nas observações feitas por MORAES (1977), de que nenhum dos métodos de avaliação anteriores considera as diferenças entre as áreas foliares de cada cultivar de amendoim, a avaliação das reações de diferentes cultivares foi feita também através de um índice estimativo de infecção, (I), calculado pela seguinte equação:

$$I = \frac{S_i}{S_t} \times 100$$

onde,  $S_i$  corresponde à área infectada por folíolo (resultado do método de avaliação anteriormente descrito) e  $S_t$ , corresponde à uma estimativa da área total por folíolo de cada cultivar (média de 40 folíolos), calculada pela equação:

$$S_t = \frac{1}{2} \text{ comprimento do folíolo (mm)} \times \frac{1}{2} \text{ largura do folíolo (mm)} \times 3,1416$$

A avaliação pelo número de lesões por folíolo foi utilizada em todos os experimentos realizados, sendo o único método empregado na maioria dos experimentos de padronização da técnica de folhas destacadas, nos quais estas pertenciam sempre a um único cultivar, o Tatu. Para a avaliação dos sintomas de *C.arachidicola* e *C.personata* em diferentes cultivares, os quatro métodos foram utilizados.

### 3.6. Cultivares utilizados nos experimentos.

Os cultivares de *A.hypogaea* utilizados nos experimentos com folhas destacadas, bem como as suas origens encontram-se no Quadro 2. Nos experimentos de padronização da técnica de inoculação artificial de *C.arachidicola* e *C.personata*

Quadro 2 - Cultivares de *Arachis hypogaea* L. utilizados e suas origens.

CULTIVARES (*)	PI (**) U.S.D.A.	ORIGEM
SO.905	PI-109.839	Venezuela
SO.908	PI-259.679	Cuba
SO.909	PI-259.747	Uruguai
SO.911	PI-350.680	Honduras
Tatu	-	Brasil
Tatuí	-	Brasil

(\*) Número de introdução da Seção de Oleaginosas, do Instituto Agrônomo do Estado de São Paulo, Campinas.

(\*\*) Número de introdução do Departamento de Agricultura dos Estados Unidos, local de procedência deste material.

foram utilizadas apenas folhas do cultivar comercial Tatu, sabidamente suscetível aos dois patógenos.

### 3.7. Experimentos

3.7.1. Influência da idade das folhas destacadas de plantas de amendoim na sua duração e manifestação dos sintomas de *C.arachidicola* e *C.personata*.

O delineamento deste experimento foi inteiramente casualizado, com cinco repetições. Cada parcela constou de uma folha acondicionada em placa de Petri.

Para a instalação deste experimento (outubro de

1978) foram feitas, a cada 7 dias, marcações de folhas recém desenvolvidas no ápice da haste principal de plantas do cultivar Tatu, com 30 dias de idade. Para se obter folhas com quatro idades diferentes de desenvolvimento, na quarta semana as folhas foram colhidas separadamente em função da marcação feita anteriormente, anotando-se a correspondência entre a idade da folha e a sua posição na haste a partir do ápice. A posição das folhas, a partir do ápice da haste principal das plantas, observada foi: quarta folha, correspondente à primeira marcação (4 semanas antes da coleta das folhas); terceira, correspondente à segunda marcação; segunda; correspondente à terceira marcação e, primeira, correspondente as folhas que se apresentavam recém desenvolvidas (como nas marcações anteriores), no dia da coleta.

As folhas assim coletadas foram acondicionadas em placas de Petri, com a superfície superior virada para baixo, conforme é descrito em 3.4.

A inoculação foi feita na superfície inferior dos folíolos, pela pulverização de cerca de 0,5 ml/folha das suspensões de esporos de *C.arachidicola* e *C.personata*, com o auxílio de um atomizador Devilbiss. As suspensões de esporos dos dois fungos foram obtidas e padronizadas para a concentração de 45.000 esporos/ml, conforme é descrito em 3.3.

Após a inoculação, as placas de Petri contendo as folhas inoculadas com *C.arachidicola* e *C.personata* e mais treze folhas de cada idade não inoculadas (com a finalidade de observar a influência da inoculação sobre a duração e enraizamento das folhas) foram colocadas sob luz contínua, conforme é descrito em 3.4, onde permaneceram durante 30 dias. A temperatura média registrada por um termógrafo durante este período foi de  $25 \pm 2^\circ\text{C}$ .

Os sintomas observados 30 dias após a inoculação foram avaliados pelo número médio de lesões por folíolo. O enraizamento das folhas foi observado 8, 14, 21 e 30 dias após



o acondicionamento das mesmas, sendo que aos 30 dias foi também observado o número de folhas (inoculadas ou não) cujo secamento ou apodrecimento não era atribuído aos sintomas devidos a *C.arachidicola* e *C.personata*.

### 3.7.2. Influência da superfície da folha inoculada e da concentração de esporos na manifestação dos sintomas de *C.arachidicola* e *C.personata*, em folhas destacadas.

O delineamento deste experimento foi inteiramente casualizado, com seis repetições, sendo cada parcela constituída por uma folha destacada.

Foram utilizadas as primeiras folhas desenvolvidas da haste principal de plantas do cultivar Tatu, com cerca de 40 dias de idade, conforme resultados obtidos no experimento 4.1.

As folhas destacadas foram acondicionadas em placas de Petri, conforme é descrito em 3.4, sendo colocadas tanto na posição dorsal como na ventral.

Para a inoculação foram utilizadas suspensões de esporos de *C.arachidicola* e *C.personata*, preparadas conforme 3.3, obtendo-se após a padronização, as concentrações de 68.500; 32.500 e 17.500 esporos por mililitro para *C.arachidicola* e de 60.000; 31.500 e 14.100 esporos por mililitro para *C.personata*. A inoculação na superfície superior ou inferior das folhas foi feita com um atomizador Devilbiss, distribuindo-se cerca de 0,5-0,6 ml de inóculo por folha.

A incubação ocorreu sob luz contínua e à temperatura média de  $28 \pm 2^\circ\text{C}$ , conforme é descrito em 3.4.

A avaliação dos sintomas foi realizada 24 dias após a inoculação, através do número médio de lesões por folíolo.

3.7.3. Influência da técnica de inoculação na manifestação dos sintomas de *C.arachidicola* e *C. personata*, em folhas destacadas.

O delineamento deste experimento foi inteiramente casualizado, com seis repetições, sendo cada parcela constituída por uma folha destacada.

Foram utilizadas as primeiras folhas desenvolvidas da haste principal de plantas do cultivar Tatu, com cerca de 35 dias de idade, conforme os resultados obtidos no experimento 4.1.

O acondicionamento das folhas foi feito como é descrito em 3.4, sendo colocadas com a superfície inferior virada para baixo, de acordo com os resultados obtidos no experimento 4.2.

As inoculações foram feitas com suspensões de esporos de *C.arachidicola* e *C.personata* obtidas conforme é descrito em 3.3., com as concentrações de 50.000 e 42.000 esporos por mililitro, respectivamente.

Foram testadas três técnicas de inoculação das folhas destacadas de amendoim: (A), pulverização de cerca de 0,5-0,6 ml das suspensões de esporos por folha; (B), colocação de 25 gotas das suspensões de esporos por folíolo, com o auxílio de micropipetas, num total de 100 gotas por folha (correspondendo cada gota à cerca de 0,01 ml da suspensão de esporos); (C), pincelamento de cerca de 0,1 ml da suspensão de esporos sobre toda a superfície de cada folíolo, com o auxílio de um pincel de pelos macios. De acordo com os resultados obtidos no experimento 4.2, as inoculações foram feitas na superfície superior dos folíolos.

As folhas deste modo inoculadas permanecem durante todo o período de incubação sob luz contínua e à temperatura média de  $29 \pm 2^{\circ}\text{C}$ , conforme é descrito em 3.4.

A avaliação dos sintomas foi realizada 27 dias

após a inoculação, através do número médio de lesões por folíolo.

#### 3.7.4. Influência da luz na manifestação dos sintomas de *C.arachidicola* e *C.personata*, em folhas destacadas.

O delineamento deste experimento foi inteiramente casualizado, com oito repetições, sendo cada parcela constituída por uma folha destacada.

A metodologia de coleta e acondicionamento das folhas de amendoim do cultivar Tatu foi a mesma descrita em 3.4.

A inoculação foi feita por pulverização de cerca de 0,6 ml/folha das suspensões de esporos dos isolados de *C. arachidicola* e *C.personata* na superfície superior das folhas (conforme resultados obtidos em 4.2). As concentrações foram padronizadas para 55.000 e 53.000 esporos por mililitro, respectivamente.

As folhas deste modo acondicionadas e inoculadas foram submetidas a três regimes de luz: (LC), luz contínua proporcionada por lâmpadas fluorescentes de 20 W em incubadora (conforme descrição em 3.4); (LA), 10 horas de luz alternada com 14 horas de escuro, na mesma incubadora citada anteriormente; (CL), luz indireta sob condições ambientes de laboratório.

A avaliação dos sintomas foi realizada 25 dias após a inoculação, através do número médio de lesões por folíolo e diâmetro médio das lesões.

As temperaturas médias registradas durante o período de incubação foram de 27-30°C para os regimes LC e LA em estufa incubadora e de 24-29°C para o CL, em condições de laboratório.

3.7.5. Reações de seis cultivares de *Arachis hypogaea* L. a *C.personata*, em folhas destacadas.

O delineamento deste experimento foi inteiramente casualizado com 5 repetições, sendo cada parcela constituída por uma folha destacada.

Foram utilizadas folhas dos seis cultivares descritos em 3.6, SO.905, SO.908, SO.909, SO.911, Tatu e Tatuí. A metodologia de coleta e acondicionamento foi a mesma descrita em 3.4 e utilizando os resultados obtidos nos experimentos de padronização da técnica de folhas destacadas relatados nos itens 4.1, 4.2, 4.3 e 4.4.

A inoculação foi feita por pulverização de cerca de 0,75 ml das suspensões de esporos de *C.personata* na superfície superior das folhas. O inóculo foi padronizado para duas concentrações: 35.250 e 58.750 esporos por mililitro de suspensão.

A incubação foi feita em incubadora sob luz alternada (10 horas de luz x 14 horas de escuro), conforme resultados obtidos no experimento 4.4.

A avaliação dos sintomas de *C.personata* foi feita 27 dias após a inoculação, através dos quatro métodos descritos em 3.5, ou seja, número de lesões por folíolo, diâmetro médio das lesões (mm), área infectada por folíolo (mm<sup>2</sup>) e índice de infecção.

A temperatura média registrada durante o período de incubação foi de 29<sup>±</sup>3°C.

3.7.6. Reações de seis cultivares de *Arachis hypogaea* L. a *C.arachidicola*, em folhas destacadas.

Este ensaio foi instalado e avaliado do mesmo modo descrito em 3.7.5.

A inoculação foi feita por pulverização de cerca de 0,78 ml das suspensões de esporos de *C.arachidicola*, na superfície superior das folhas. O inóculo foi padronizado para duas concentrações: 31.250 e 63.330 esporos por mililitro de suspensão.

A incubação foi feita sob luz alternada, sendo a avaliação dos sintomas realizada 25 dias após a inoculação. A temperatura média registrada durante este período foi de 27-30°C.

#### 4. RESULTADOS

##### 4.1. Influência da idade das folhas destacadas de plantas de amendoim na sua duração e manifestação dos sintomas de *C.arachidicola* e *C.personata*.

As médias dos resultados obtidos pela avaliação do número de lesões por folíolo para os dois fungos são apresentadas no Quadro 3. A fig. 1 mostra a manifestação dos sintomas de *C.personata* nas folhas destacadas com diferentes idades de desenvolvimento.

Os dados originais (Quadro I do Apêndice) foram transformados em  $\sqrt{x+0,5}$  (Quadro II) para a análise da variância (Quadro III); o teste F mostrou significância apenas para idades das folhas. A comparação entre as médias transformadas de idades das folhas (Quadro 3) indicou, pelo teste Tukey a 1% de probabilidade, diferença significativa apenas para as folhas mais velhas (D) em relação às demais, que não diferiram entre si. As folhas mais novas possibilitaram o aparecimento de maior número de lesões dos dois fungos.

No Quadro 4 são apresentadas as porcentagens de enraizamento após 8, 14, 21 e 30 dias de acondicionamento e as porcentagens de folhas apodrecidas após 30 dias de

Quadro 3 - Influência da idade das folhas destacadas de plantas de amendoim, na manifestação dos sintomas de *C.arachidicola* e *C.personata*, após 30 dias da inoculação (médias de 5 repetições).

IDADES DAS(*) FOLHAS	<i>C. arachidicola</i>		<i>C. personata</i>		MÉDIA $\sqrt{x+0,5}$ (**)
	Nº lesões/ folíolo	$\sqrt{x+0,5}$	Nº lesões/ folíolo	$\sqrt{x+0,5}$	
A	6,00	2,53	4,85	2,27	2,40 a
B	4,95	2,31	5,20	2,32	2,31 a
C	3,95	2,11	3,50	1,97	2,04 a
D	1,05	1,11	1,60	1,35	1,23 b

(\*) (A) = primeira folha desenvolvida a partir do ápice de plantas de amendoim cv. Tatu; (B) = segunda folha; (C) = terceira folha; (D) = quarta folha.

(\*\*) DMS Tukey 1% = 0,71; CV = 23,53 %.

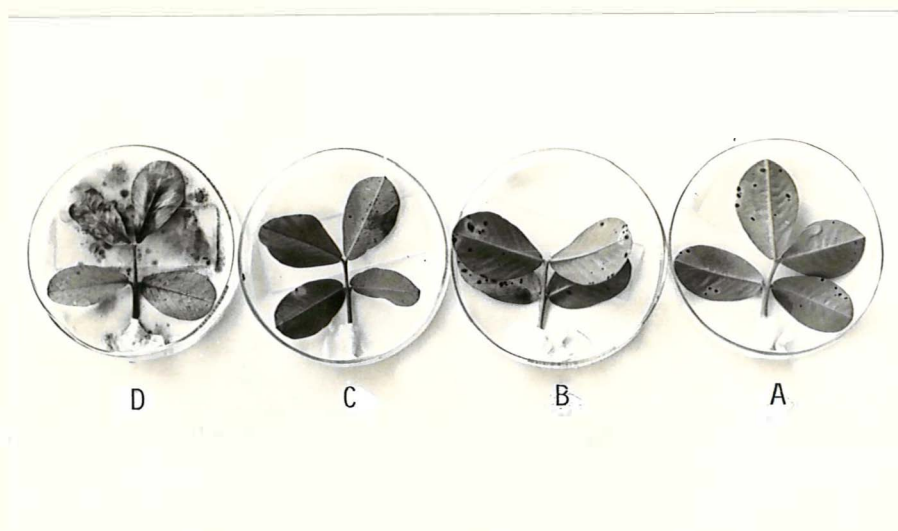


Fig. 1 - Manifestação dos sintomas de *C. personata* em folhas destacadas do cv. Tatu, com diferentes idades de desenvolvimento (A = folha mais nova; D = folha mais velha), após 30 dias de incubação.

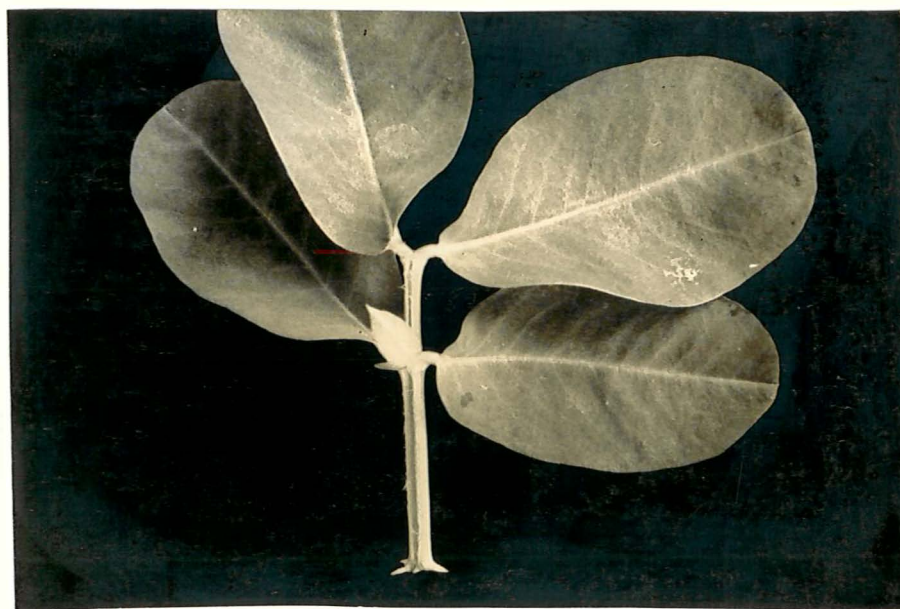


Fig. 2 - Folha mais nova do cv. Tatu mostrando o início do enraizamento natural, após 6 dias de acondicionamento.



Quadro 4 - Enraizamento e duração de folhas destacadas de plantas de amendoim cv. Tatu, em função das suas idades de desenvolvimento.

OBSERVAÇÕES	DIAS APÓS O		IDADE DAS FOLHAS (***)			
	ACONDICIONAMENTO		A	B	C	D
	8	82,6	39,1	0,0	0,0	0,0
% de folhas	14	100,0	91,3	0,0	0,0	0,0
enraizadas	21	100,0	100,0	34,8	13,0	
(*)	30	100,0	100,0	60,9	17,4	
% de folhas						
totalmente (**)	30	0,0	0,0	39,1	73,9	
apodrecidas						

(\*) Total de 23 folhas, 10 inoculadas e 13 não inoculadas, para cada idade.

(\*\*) Apodrecimento das folhas destacadas não atribuído às necroses causadas pela infecção por *C.arachidicola* ou *C.personata*.

(\*\*\*) Idade das folhas: (A)= primeira folha desenvolvida a partir do ápice; (B)= segunda folha; (C)= terceira folha; (D)= quarta folha.

acondicionamento, das folhas destacadas com diferentes idades de desenvolvimento.

Pelos resultados apresentados no Quadro 4 pode-se observar que a duração das folhas está relacionada ao seu enraizamento e que as folhas mais novas enraizaram melhor e mais rapidamente (fig. 2).

#### 4.2. Influência da superfície da folha inoculada e da concentração de esporos na manifestação dos sintomas de *C.arachidicola* e *C.personata*, em folhas destacadas.

As médias dos resultados obtidos pela avaliação do número de lesões por folíolo para *C.arachidicola* e *C.personata* são apresentadas nos Quadros 5 e 6, respectivamente. Os Quadros IV e VII do Apêndice apresentam, respectivamente, os dados originais para os dois fungos.

Nas análises da variância dos dados transformados em  $\sqrt{x+0,5}$  (Quadros V e VIII do Apêndice) os testes F (Quadros VI e IX) indicaram, tanto para *C.arachidicola* como para *C.personata*, diferenças altamente significativas na manifestação dos sintomas, entre as superfícies inoculadas e entre as concentrações do inóculo utilizadas.

As folhas inoculadas na sua superfície superior apresentaram maior número de lesões dos dois fungos na época da avaliação (Quadros 5 e 6; fig. 3).

As comparações entre as médias das concentrações do inóculo, pelo teste Tukey a 1% de probabilidade, mostrou diferenças significativas entre as três concentrações para *C.arachidicola* (Quadro 5) e apenas entre a maior concentração e as demais para *C.personata* (Quadro 6).

A posição das folhas (ventral ou dorsal) não influenciou no enraizamento das folhas, sendo que 97% das folhas utilizadas neste ensaio enraizaram.

Quadro 5 - Influência da superfície da folha inoculada e da concentração de esporos de *C. arachidicola*, na manifestação dos sintomas, em folhas destacadas, após 24 dias da inoculação (médias de 6 repetições).

CONCENTRAÇÃO DE (*) ESPOROS	SUPERFÍCIE SUPERIOR Nº lesões/ folíolo	SUPERFÍCIE INFERIOR Nº lesões/ folíolo	MÉDIA $\sqrt{x+0,5}$ (**)
A	10,21	4,92	2,79 a
B	5,12	2,58	2,05 b
C	2,71	0,96	1,49 c
MÉDIA (**)	2,47 a	1,76 b	

(\*) (A) = 68.500 esporos/ml; (B) = 32.500 esporos/ml; (C) = 17.500 esporos/ml.

(\*\*) DMS Tukey 1% de 0,25 e 0,17, respectivamente, para a comparação das médias das concentrações e médias das superfícies inoculadas; CV = 9,03 %.

Quadro 6 - Influência da superfície da folha inoculada e da concentração de esporos de *C. personata*, na manifestação dos sintomas, em folhas des-tacadas, após 24 dias da inoculação (médias de 6 repetições).

CONCENTRAÇÃO DE (*) ESPOROS	SUPERFÍCIE SUPERIOR		SUPERFÍCIE INFERIOR		MÉDIA $\sqrt{x+0,5}$ (**)
	Nº lesões/ folíolo	$\sqrt{x+0,5}$	Nº lesões/ folíolo	$\sqrt{x+0,5}$	
A	9,33	3,13	4,83	2,29	2,71 a
B	4,02	2,11	1,87	1,53	1,82 b
C	2,25	1,63	1,54	1,41	1,52 b
MÉDIA (**)		2,29 a		1,75 b	

(\*) (A) = 60.000 esporos/ml; (B) = 31.500 esporos/ml; (C) = 14.100 esporos/ml.  
 (\*\*) DMS Tukey 1% de 0,303 e 0,22, respectivamente, para a comparação das médias das concentrações e médias das superfícies inoculadas; CV = 11,65 %.

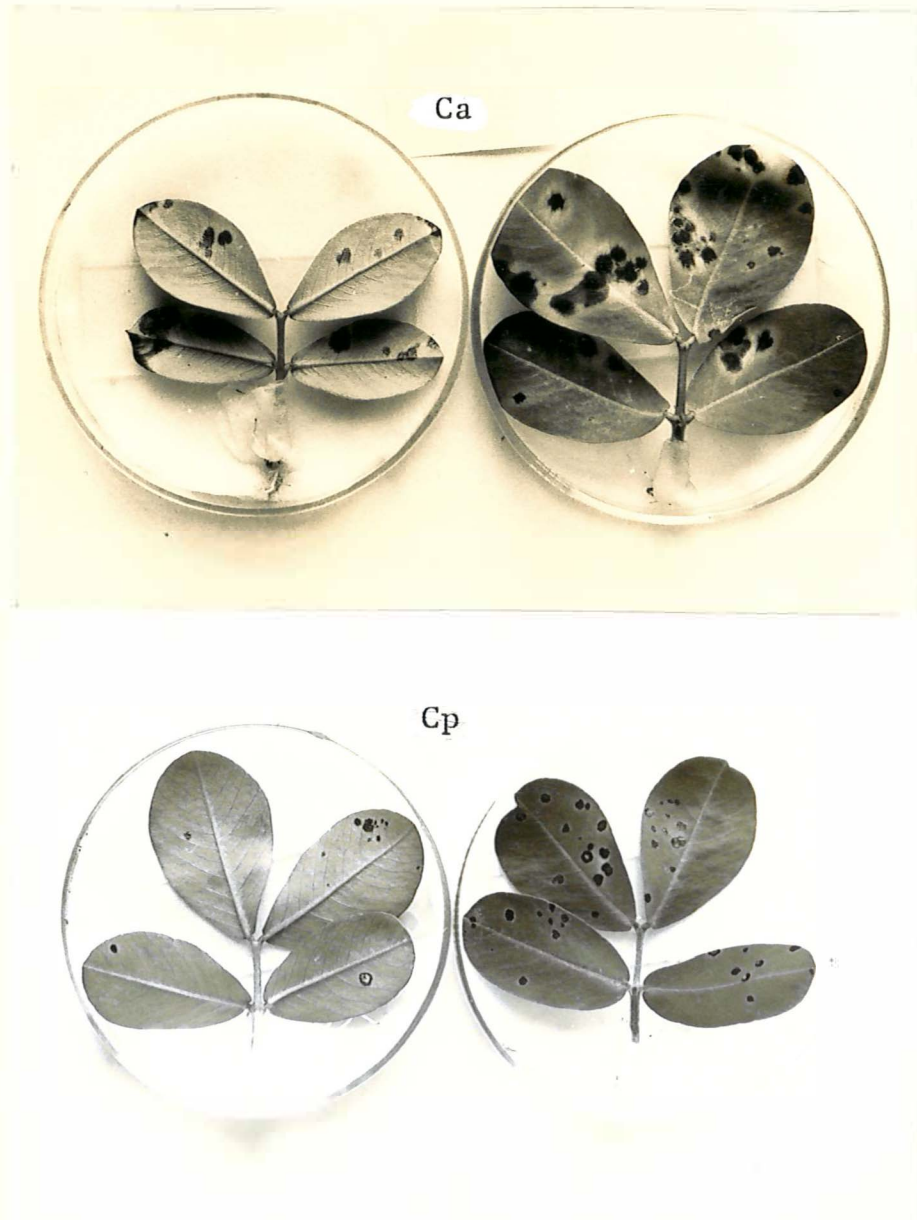


Fig. 3 - Manifestação dos sintomas de *C. arachidicola* (Ca) e *C. personata* (Cp) em folhas destacadas do cv. Tatu, inoculadas nas superfícies inferior (à esquerda) e superior (à direita), após 24 dias de incubação.

#### 4.3. Influência da técnica de inoculação na manifestação dos sintomas de *C.arachidicola* e *C.personata*, em folhas destacadas.

As médias dos resultados obtidos neste ensaio são apresentadas no Quadro 7. Nos Quadros X, XI e XII do Apêndice são apresentados, respectivamente, os dados originais, sua transformação em  $\sqrt{x+0,5}$  e a análise da variância destes dados transformados.

O teste F indicou diferenças altamente significativas, entre os dois inóculos (fungos), técnicas de inoculação e interação entre inóculos e técnicas de inoculação. As comparações entre as médias dos dados transformados, para as técnicas de inoculação dentro de cada inóculo, pelo teste Tukey a 1% de probabilidade, estão apresentadas no Quadro 7. Para *C.arachidicola*, o maior número de lesões foi obtido através das inoculações por pulverização e pincelamento, que não diferiram entre si; para *C.personata* foi obtido através da pulverização, que não diferiu da inoculação por gotas.

A porcentagem de enraizamento das folhas destacadas neste ensaio foi de 100%.

#### 4.4. Influência da luz na manifestação dos sintomas de *C.arachidicola* e *C.personata*, em folhas destacadas.

As médias dos resultados obtidos neste ensaio através das avaliações pelo número médio de lesões por folíolo e diâmetro médio das lesões são apresentadas no Quadro 8. A manifestação dos sintomas devidos a *C.arachidicola* e *C.personata* sob os diferentes regimes de luz é mostrada na fig. 4.

Os Quadros XIII, XIV e XV do Apêndice apresentam, respectivamente, os dados originais, sua transformação em  $\sqrt{x+0,5}$  e a análise da variância dos dados transformados, para

Quadro 7 - Influência da técnica de inoculação de folhas destacadas de amendoim na manifestação dos sintomas de *C. arachidicola* e *C. personata*, após 27 dias da inoculação (médias de 6 repetições).

TÉCNICAS DE INOCULAÇÃO	<i>C. arachidicola</i>		<i>C. personata</i>	
	Nº lesões/ folíolo (*)	$\sqrt{x+0,5}$	Nº lesões/ folíolo (*)	$\sqrt{x+0,5}$
Pulverização	16,46	4,11 a	7,04	2,74 a
Gotas	4,25	2,17 b	5,21	2,39ab
Pincelamento	18,08	4,30 a	4,58	2,25 b

(\*) DMS Tukey 1% = 0,37, para a comparação entre as médias dos métodos de inoculação, dentro de cada inóculo; CV = 6,72 %.

Quadro 8 - Influência do regime de luz durante a incubação sobre a manifestação dos sintomas de *C. arachidicola* e *C. personata*, em folhas destacadas de amendoim, após 25 dias da inoculação (médias de 8 repetições).

REGIMES DE LUZ (*)	<i>C. arachidicola</i>		<i>C. personata</i>		DIÂMETRO DAS LESÕES (mm) (***)
	Nº lesões/ folíolo (**)	$\sqrt{x+0,5}$ (**)	Nº lesões/ folíolo (**)	$\sqrt{x+0,5}$ (**)	
LC	9,59	3,17 a	4,44	2,21 b	2,34 b
LA	9,50	3,15 a	8,34	2,96 a	2,69 a
CL	2,12	1,61 b	1,56	1,43 c	2,34 b

(\*) (LC) = luz contínua; (LA) = luz alternada de 10 horas de luz X 14 horas de escuro; (CL) = condições ambientes de laboratório sob luz indireta.

(\*\*) DMS Tukey 1% = 0,38, para a comparação das médias de nº de lesões por folíolo (transformadas em  $\sqrt{x+0,5}$ ) dos regimes de luz, dentro de cada inóculo; CV = 10,09 %.

(\*\*\*) DMS Tukey 1% = 0,23, para a comparação das médias dos diâmetros das lesões, nos três regimes de luz; CV = 8,67 %.



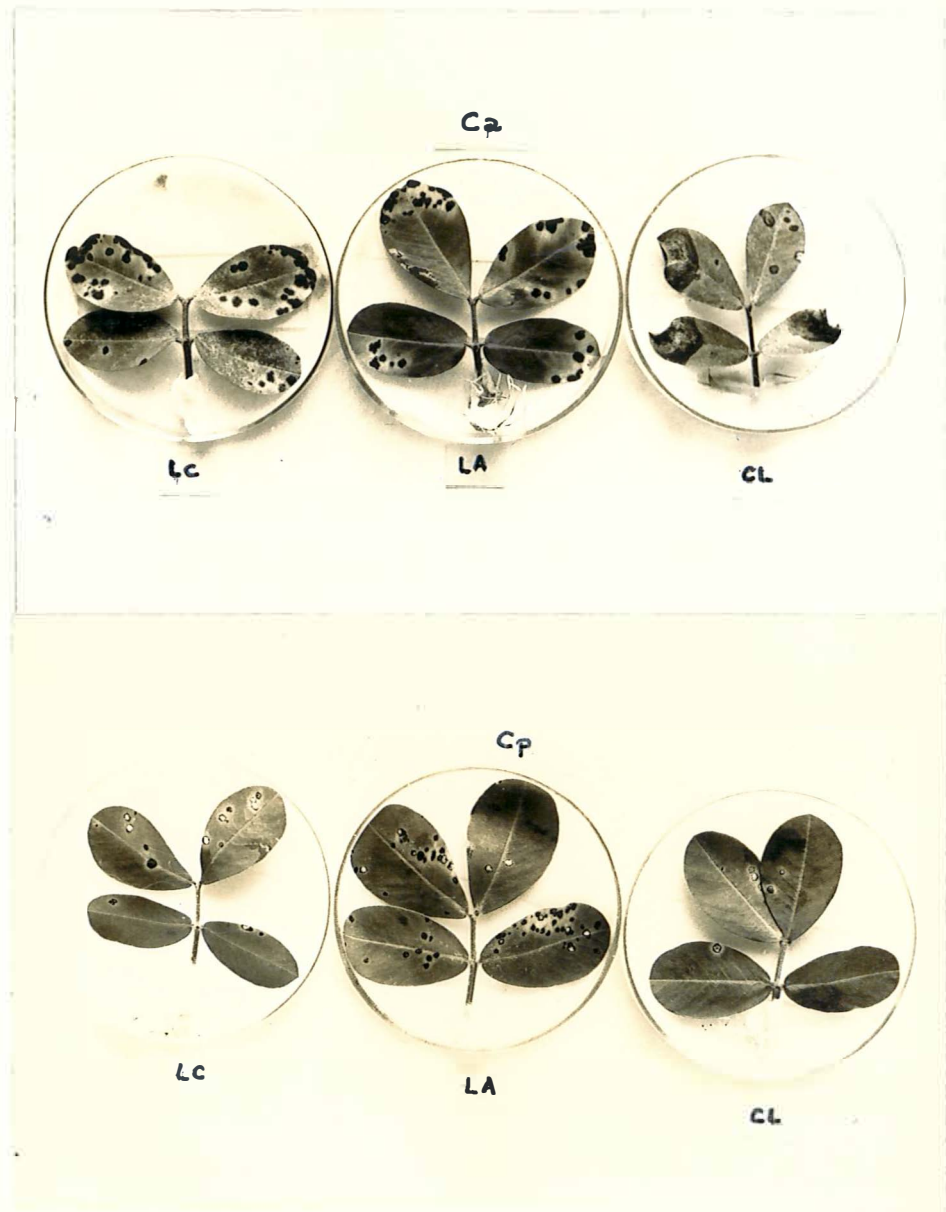


Fig. 4 - Manifestação dos sintomas de *C. arachidicola* (Ca) e *C. personata* (Cp) em folhas destacadas do cv. Tatu, submetidas a três regimes de luz (LC = luz contínua; LA = 10 horas de luz alternadas com 14 horas de escuro; CL = condição ambiente de laboratório), após 25 dias de incubação.

a avaliação pelo número de lesões por folíolo.

Os Quadros XVI e XVII do Apêndice apresentam, respectivamente, os dados originais e sua análise da variância, para a avaliação pelo diâmetro médio das lesões.

Na avaliação pelo número de lesões por folíolo, o teste F (Quadro XV do Apêndice) indicou diferenças altamente significativas entre os dois inóculos (fungos), regimes de luz e interação entre inóculo e regime de luz. A comparação das médias, pelo teste Tukey a 1% de probabilidade (Quadro 8), mostrou que para *C.arachidicola* os regimes de luz contínua e alternada, que não diferiram entre si, diferiram das condições de laboratório, proporcionando o aparecimento de maior número de lesões. Para *C.personata* o regime de luz alternada diferiu dos demais, proporcionando o aparecimento de maior número de lesões.

Na avaliação pelo diâmetro médio das lesões, o teste F (Quadro XVII do Apêndice) indicou diferenças altamente significativas apenas entre os inóculos e entre os regimes de luz.

A comparação das médias de regimes de luz, pelo teste Tukey a 1% de probabilidade (Quadro 8), mostrou diferenças significativas entre as médias de diâmetros de lesões no regime de luz alternada, quando comparado com os demais. Neste regime de luz o diâmetro médio das lesões, tanto de *C.arachidicola* como de *C.personata*, foi sempre maior.

A porcentagem de enraizamento das folhas destacadas utilizadas neste ensaio foi de 100%.

#### 4.5. Reações de seis cultivares de *Arachis hypogaea* L. a *C.personata*, em folhas destacadas.

As médias dos resultados obtidos pela inoculação de folhas destacadas de seis cultivares de amendoim com duas

concentrações de inóculo de *C.personata*, através da avaliação por quatro métodos diferentes, são apresentadas no Quadro 9.

A figura 5 mostra as reações, em folhas destacadas, dos seis cultivares inoculados com *C.personata*.

No Apêndice são apresentados os dados originais (Quadro XVIII), dados transformados em  $\sqrt{x+0,5}$  (Quadro XIX) e a análise da variância destes dados (Quadro XX), para a avaliação pelo número médio de lesões por folíolo; os dados originais (Quadro XXI) e a sua análise da variância (Quadro XXII), para a avaliação pelo diâmetro médio das lesões; os dados originais (Quadro XXIII), dados transformados em  $\sqrt{x+0,5}$  (Quadro XXIV) e a análise da variância destes dados (Quadro XXV), para a avaliação pela área infectada por folíolo; os dados originais (Quadro XXVII), dados transformados em  $\arcsen \sqrt{I\%}$  (Quadro XXVIII) e a análise da variância destes dados (Quadro XXIX).

Na avaliação pelo número de lesões por folíolo o teste F (Quadro XX) indicou diferenças altamente significativas entre as concentrações do inóculo de *C.personata* e entre os cultivares.

Na avaliação pelo diâmetro médio das lesões o teste F (Quadro XXII) indicou diferenças altamente significativas apenas entre os cultivares.

Nos métodos de avaliação pela área infectada por folíolo e índice de infecção, o teste F (Quadros XXV e XXIX, respectivamente) indicou diferenças altamente significativas entre as concentrações do inóculo de *C.personata*, cultivares e interação entre as concentrações do inóculo e cultivares.

As comparações entre as médias obtidas, tanto pela avaliação pela área infectada por folíolo (Quadro XXVI) como pelo índice de infecção (Quadro XXX), não mostraram diferenças significativas entre as concentrações do inóculo de *C.personata* nos cultivares SO.905, SO.909 e SO.911 (interação significativa entre concentrações e cultivares). Na comparação das médias dos cultivares dentro de cada concentração, os

Quadro 9 - Reações de seis cultivares de *Arachis hypogaea* L. a duas concentrações de inóculo de *C.personata*, em folhas destacadas, 27 dias após a inoculação (Médias de 5 repetições).

MÉTODOS DE AVALIAÇÃO	CONCENTRAÇÃO DO INÓCULO (*)	C U L T I V A R E S					
		SO.905	SO.908	SO.909	SO.911	TATU	TATU1
Nº de lesões por folíolo	1	8,20	9,45	4,60	4,80	8,70	10,75
	2	10,25	14,00	4,80	4,95	13,65	15,75
Diâmetro médio das lesões(mm)	1	2,35	3,33	0,60	0,62	3,25	3,10
	2	2,28	3,26	0,62	0,66	3,32	3,07
Área infectada por folíolo(mm <sup>2</sup> )	1	36,64	82,16	1,39	1,50	72,78	82,30
	2	41,12	117,31	1,59	1,69	117,60	116,14
Índice de Infecção(%)	1	4,97	8,89	0,10	0,11	5,90	6,49
	2	5,57	12,70	0,11	0,12	9,53	9,17

(\*) Concentração do inóculo: (1) = 35.250 esporos/ml; (2) = 58.750 esporos/ml.

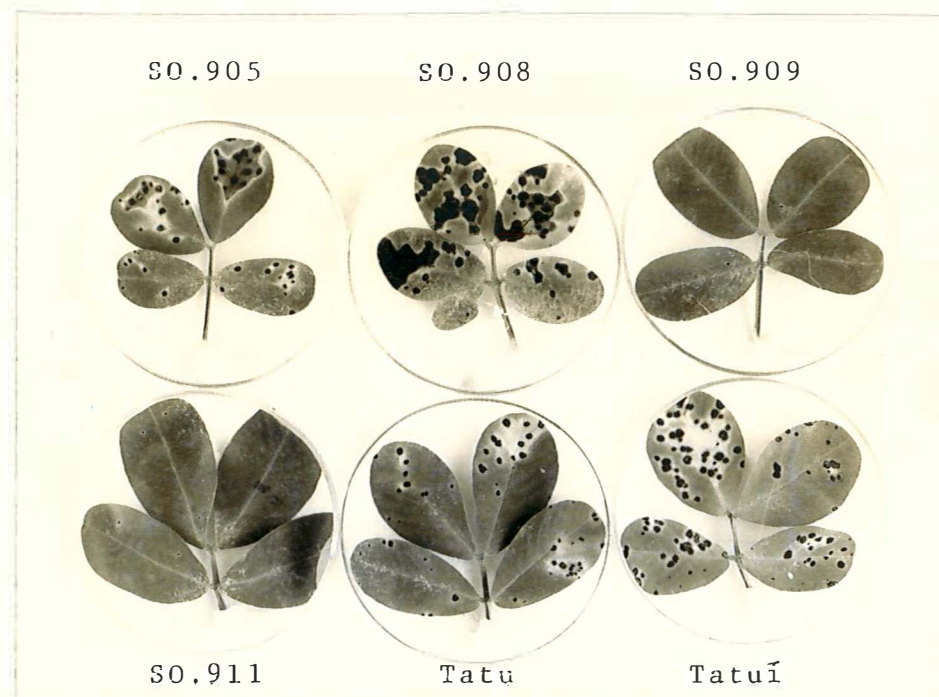


Fig. 5 - Reações de seis cultivares de *Arachis hypogaea* L. a *C. personata*, em folhas destacadas, após 27 dias de incubação.

Quadro 10 - Comparações entre as médias dos cultivares, nos diferentes métodos utilizados para avaliar a manifestação dos sintomas de *C. personata*, em folhas destacadas (Médias de 5 repetições).

CULTIVARES	MÉTODOS DE AVALIAÇÃO (*) - MÉDIAS (**)			
	A	B	C	D
SO.905	3,10 b	2,31 b	6,22 b	13,15 b
SO.908	3,47 bc	3,30 c	9,95 c	19,08 d
SO.909	2,27 a	0,61 a	1,38 a	1,75 a
SO.911	2,31 a	0,64 a	1,43 a	1,90 a
TATU	3,38 bc	3,29 c	9,66 c	15,94 c
TATUÍ	3,68 c	3,09 c	9,91 c	16,13 c
DMS Tukey 1%	0,45	0,25	1,26	2,35
CV %	9,37	7,03	12,28	12,96

- (\*) (A) = n° de lesões/folículo (transformação em  $\sqrt{x + 0,5}$ );  
 (B) = diâmetro médio das lesões em mm (dados originais);  
 (C) = área infectada/folículo (transformação em  $\sqrt{x + 0,5}$ );  
 (D) = índice de infecção (transformação em  $\text{arc sen } \sqrt{I\%}$ );
- (\*\*) As médias dos cultivares, dentro de cada método de avaliação, seguidas por letras iguais, não diferem entre si ao nível de 1% de probabilidade.

cultivares SO.909 e SO.911 diferiram de SO.905 e este dos demais, nas duas concentrações do inóculo e na maior concentração, respectivamente, nas avaliações pela área infectada por folíolo e índice de infecção; neste último método de avaliação e na menor concentração do inóculo, os cultivares SO.905, Tatu e Tatuí não diferiram entre si, diferindo apenas de SO.909 e SO.911.

No Quadro 10 são apresentadas as comparações entre as médias dos cultivares (sem considerar a concentração do inóculo) nos quatro métodos de avaliação utilizados. Os resultados indicaram que os cultivares SO.909 e SO.911 foram os menos infectados, enquanto Tatu, Tatuí e SO.908 foram os mais infectados por *C.personata*, tendo o SO.905 comportamento intermediário.

A avaliação pelo índice de infecção mostrou ser o método mais sensível para detectar diferenças na infecção devida a *C.personata*.

O enraizamento das folhas destacadas observado após 15 dias foi de 100% para os cultivares SO.905, SO.908, e Tatu; 90% para o Tatuí e 80% para os SO.909 e SO.911.

#### 4.6. Reações de seis cultivares de *Arachis hypogaea* L. a *C.arachidicola*, em folhas destacadas.

As médias dos resultados obtidos pela inoculação de folhas destacadas de seis cultivares de amendoim com duas concentrações de inóculo de *C.arachidicola*, através da avaliação por quatro métodos diferentes, são apresentados no Quadro 11.

A figura 6 mostra as reações, em folhas destacadas, dos seis cultivares inoculados com *C.arachidicola*.

No Apêndice são apresentados os dados originais (Quadro XXXI), dados transformados em  $\sqrt{x+0,5}$  (Quadro XXXII)

Quadro 11 - Reações de seis cultivares de *Arachis hypogaea* L. a duas concentrações de inóculo de *C.arachidicola*, em folhas destacadas, 25 dias após a inoculação (Médias de 5 repetições).

MÉTODOS DE AVALIAÇÃO	CONCENTRAÇÃO DO INÓCULO (*)	C U L T I V A R E S					
		SO.905	SO.908	SO.909	SO.911	TATU TATUI	
Nº de lesões por folíolo	1	3,20	2,85	6,45	6,75	8,95	8,55
	2	6,70	5,50	15,45	16,05	17,35	15,70
Diâmetro médio das lesões (mm)	1	2,41	2,41	2,24	2,26	3,28	2,94
	2	2,39	2,41	2,23	2,26	3,37	2,94
Área infectada por folíolo (mm <sup>2</sup> )	1	14,68	12,90	25,17	27,67	78,94	57,49
	2	29,42	24,96	60,15	64,04	154,74	106,13
Índice de Infecção (%)	1	1,97	1,50	1,97	2,16	6,10	4,55
	2	3,95	2,91	4,70	5,00	11,95	8,41

(\*) Concentração do inóculo: (1) = 31.250 esporos/ml; (2) = 63.330 esporos/ml.



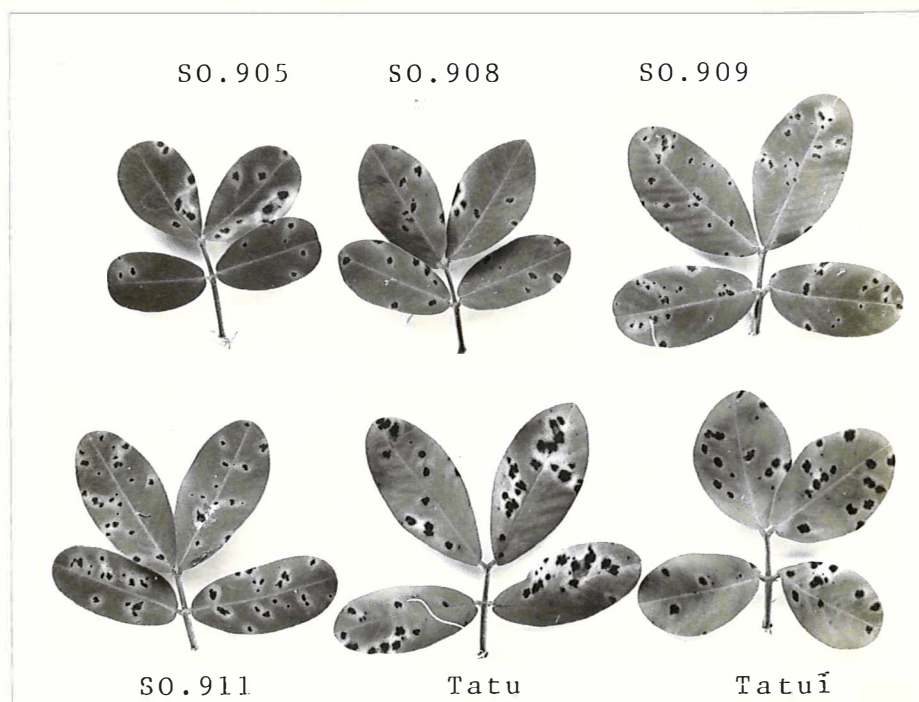


Fig. 6 - Reações de seis cultivares de *Arachis hypogaea* L. a *C. arachidicola*, em folhas destacadas, após 25 dias de incubação.

e a análise da variância destes dados (Quadro XXXIII), para a avaliação pelo número de lesões por folíolo; os dados originais (Quadro XXXIV) e a sua análise da variância (Quadro XXXV), para a avaliação pelo diâmetro médio das lesões; os dados originais (Quadro XXXVI), dados transformados em  $\sqrt{x+0,5}$  (Quadro XXXVII) e a análise da variância destes dados (Quadro XXXVIII), para a avaliação pela área infectada por folíolo; os dados originais (Quadro XL), dados transformados em  $\text{arc sen } \sqrt{I\%}$  (Quadro XLI) e a análise da variância destes dados (Quadro XLII).

Nas avaliações pelo número de lesões por folíolo e índice de infecção o teste F (Quadros XXXIII e XLII, respectivamente) indicou diferenças altamente significativas entre as concentrações do inóculo de *C.arachidicola* e entre os cultivares.

Na avaliação pelo diâmetro médio das lesões o teste F (Quadro XXXV) indicou diferenças altamente significativas apenas entre os cultivares.

Na avaliação pela área infectada por folíolo o teste F (Quadro XXXVIII) indicou diferenças altamente significativas entre cultivares, concentrações do inóculo e interação entre cultivares e concentrações do inóculo. A comparação entre as médias dos cultivares dentro de cada concentração (Quadro XXXIX do Apêndice), para este método de avaliação, mostrou que na maior concentração do inóculo de *C.arachidicola* os cultivares S0.905 e S0.908 diferiram de S0.909 e S0.911, e estes de Tatuí, que por sua vez diferiu do Tatu. Na menor concentração os cultivares S0.905, S0.908 e S0.909 não diferiram entre si; o S0.911 diferiu do S0.908, mas não diferiu de S0.905 e S0.909, sendo que todos estes diferiram de Tatuí e Tatu. Todos os cultivares mostraram diferenças altamente significativas entre as duas concentrações de esporos de *C.arachidicola* utilizadas.

As comparações entre as médias dos cultivares

Quadro 12 - Comparações entre as médias dos cultivares, nos diferentes métodos utilizados para avaliar a manifestação dos sintomas de *C.arachidicola*, em folhas destacadas (Médias de 5 repetições).

CULTIVARES	MÉTODOS DE AVALIAÇÃO (*) - MÉDIAS (**)			
	A	B	C	D
SO.905	2,28 a	2,40 a	4,64 a	9,68 ab
SO.908	2,13 a	2,41 a	4,33 a	8,38 a
SO.909	3,30 b	2,24 a	6,40 b	10,25 ab
SO.911	3,37 b	2,26 a	6,64 b	10,64 b
TATU	3,63 b	3,37 c	10,66 d	17,22 d
TATUI	3,50 b	2,94 b	8,95 c	14,56 c
DMS Tukey 1%	0,50	0,20	1,07	1,92
CV %	10,37	4,73	9,61	10,17

- (\*) (A) = n° de lesões/folículo (transformação em  $\sqrt{x + 0,5}$ );  
 (B) = diâmetro médio das lesões em mm (dados originais);  
 (C) = área infectada/folículo (transformação em  $\sqrt{x + 0,5}$ );  
 (D) = índice de infecção (transformação em  $\text{arc sen } \sqrt{I\%}$ );  
 (\*\*) As médias dos cultivares, dentro de cada método de avaliação, seguidas por letras iguais, não diferem entre si ao nível de 1% de probabilidade.

(sem considerar a concentração do inóculo), apresentadas no Quadro 12, mostraram diferenças marcantes entre os resultados obtidos através dos quatro métodos de avaliação utilizados. A avaliação pelo índice de infecção mostrou-se mais sensível para detectar diferenças na infecção devida a *C.arachidicola*.

A porcentagem de enraizamento das folhas destacadas, observada após 16 dias, foi de 100% para os cultivares Tatu, SO.909 e SO.905; 90% para SO.911 e Tatuí; e 80% para SO.908.

## 5. DISCUSSÃO

A cultura de folhas destacadas tem sido utilizada no estudo de inúmeros problemas específicos relacionados a diferentes patógenos e hospedeiros. Apesar de toda a gama de aplicações e vantagens citadas por YARWOOD (1946) e outros autores, o principal problema no uso desta técnica (responsável pelo seu insucesso em muitos trabalhos) está relacionado à morte ou senescência relativamente rápidas das folhas, após serem destacadas das plantas.

Os resultados do experimento apresentado em 4.1 mostraram a necessidade de se coletar as folhas mais novas, porém completamente expandidas, do ápice dos ramos principal ou laterais de plantas sadias. A utilização destas folhas destacadas de amendoim possibilita a obtenção de respostas mais uniformes com esta técnica, por permitir um período mínimo de sobrevivência, necessário para a leitura dos sintomas originados de inoculações artificiais com *C.arachidicola* e *C.personata*.

Observou-se que a maior duração das folhas estava diretamente correlacionada às suas idades de desenvolvimento (Quadro 4); as folhas mais novas mostraram uma capacidade de enraizamento da ordem de 90 - 100%, 14 dias após serem destacadas e acondicionadas em placas de Petri, possibilitando a

sua conservação em boas condições por períodos de até um ano. As folhas mais velhas que não enraizaram, logo se tornavam cloróticas, murchavam ou apodreciam, confirmando a relação citada por YARWOOD (1946), HOOKER e YARWOOD (1966), REIS e KIMATI (1974), RIBEIRO *et alii* (1976) e MIGNUCCI (1978), entre o enraizamento ou a formação de calos e a duração das folhas destacadas de várias plantas.

O maior enraizamento natural das folhas mais novas, em água, pode ser atribuído à existência de hormônios estimuladores da formação de raízes (provavelmente auxinas) nesta parte apical das plantas de amendoim, num equilíbrio mais preciso, necessário para a diferenciação de meristemas radiculares, como citam NSUMBU e BOUHARMONT (1977). A falta de relato de enraizamento das folhas destacadas de cultivares ou espécies selvagens de amendoim nos trabalhos de MELOUK e BANKS (1978) e SUBRAHMANYAM *et alii* (1980), talvez possa ser explicada pela não consideração deste aspecto fisiológico das plantas; outra explicação possível seria a utilização de soluções nutritivas para o cultivo das folhas destacadas de amendoim, provocando alterações na resposta de diferenciação de meristemas radiculares nos pecíolos. A alta porcentagem de enraizamento verificada nos diferentes experimentos realizados com folhas do cultivar Tatú de amendoim, também foi confirmada com os diferentes cultivares utilizados nos experimentos apresentados em 4.5 e 4.6.

A diferença na manifestação quantitativa dos sintomas entre folhas de diferentes idades (Quadro 3) está intimamente relacionada com a sua condição de sobrevivência e não à incapacidade destes patógenos parasitarem os tecidos das folhas com maior tempo de desenvolvimento. Estas perderam a sua vitalidade mais cedo, tendo possibilitado o aparecimento de menor número de lesões tanto de *C.arachidicola*, como de *C.personata*. Deste modo, o enraizamento das folhas mais jovens apresenta um importante papel na manutenção dessas

folhas em condições de serem infectadas por estes fungos.

Na coleta das folhas mais novas de plantas de amendoim para utilização desta técnica deve ser considerada, entretanto, a restrição citada por ABDON (1966), de que as folhas muito jovens ainda não totalmente expandidas, mesmo de plantas altamente suscetíveis, podem se comportar como imunes à infecção por *C.arachidicola* e *C.personata*. Este comportamento foi atribuído à imaturidade dos estômatos destas folhas, pois, segundo HEMINGWAY (1957), a penetração destes patógenos no tecido hospedeiro ocorre através de estômatos abertos.

Um dos problemas verificados nos primeiros experimentos realizados com folhas destacadas de amendoim foi a dificuldade na manutenção de uma atmosfera com alta umidade relativa no interior das placas de Petri, durante o período necessário para a ocorrência da germinação dos esporos e crescimento dos seus tubos germinativos em direção aos estômatos, como citam GARREN e WILSON (1951) e OSO (1972). As placas que apresentavam atmosfera menos saturada proporcionavam um secamento rápido da suspensão de esporos dos fungos após a inoculação, impedindo uma maior germinação dos esporos e infecção dos tecidos hospedeiros; conseqüentemente, as unidades experimentais (representadas por uma folha por placa) apresentavam muita variação na manifestação dos sintomas de *C.arachidicola* e *C.personata*.

Este problema foi parcialmente resolvido (segundo resultados obtidos em experimentos preliminares) através da padronização da quantidade de água utilizada para umedecer o algodão e o papel de filtro colocados nas placas (cerca de 25 ml de água estéril por placa) e, pela colocação de um plástico transparente sob a tampa das placas de Petri, durante 48 a 72 horas após a inoculação; com isto se permitia a manutenção de uma atmosfera saturada mais uniforme no interior de todas as placas, durante as fases de germinação dos esporos e penetração.

A inoculação da superfície superior das folhas

destacadas de amendoim, concordando com as observações de HEMINGWAY (1957), possibilitou o aparecimento de maior número de lesões das duas espécies de *Cercospora*, independentemente das concentrações de esporos utilizadas (Quadros 5 e 6); isto pode ser atribuído à existência de melhores condições de penetração e colonização, via estômatos, nesta face das folhas. Os resultados obtidos mostraram, também, ser inviável a utilização de suspensões de esporos destes fungos com baixas concentrações, sendo aconselhável a utilização de concentrações de 30.000-60.000 esporos por mililitro de suspensão, para que se possa obter resultados mais consistentes na avaliação dos sintomas apresentados em folhas destacadas.

Segundo os resultados apresentados no Quadro 7, ficou comprovada a maior eficiência da técnica usual de inoculação de suspensões de esporos de patógenos foliares por pulverização. Apesar deste método de inoculação apresentar a desvantagem de não possibilitar um controle exato da quantidade de suspensão de esporos depositada sobre cada folha, quando comparada às técnicas de pincelamento e de gotas, sua utilização mostrou ser mais simples, prática e rápida, principalmente para a inoculação de grande número de folhas destacadas. O problema da quantidade de inóculo pode ser parcialmente resolvido padronizando-se o número de pulverizações por folíolo, ou seja, o volume de inóculo gasto para pulverizar cada folha e, a distância da folha ao bico do atomizador, procurando assim, uniformizar a inoculação de todas as folhas em um determinado experimento.

A técnica de gotas, apesar de padronizar exatamente a quantidade de inóculo depositada por folha, é muito trabalhosa e demorada; além disso, o fato de concentrar os esporos do fungo em uma gota leva ao aparecimento de lesões grandes, possivelmente coalescentes, que impossibilitam a comparação entre os diâmetros das lesões em plantas com diferentes características genéticas. Na inoculação com *C. personata*



mostrou resultados que não diferiram significativamente da técnica de pulverização, porém com *C.arachidicola* foi a técnica que possibilitou o aparecimento do menor número de lesões por folíolo.

A técnica de pincelamento, apesar de apresentar as mesmas vantagens da técnica de gotas quanto à uniformidade de na inoculação, mostrou-se eficiente para *C.arachidicola*, mas não tão eficiente para *C.personata*. Além disso, mostrou em certos casos maior dificuldade de espalhamento total do inóculo sobre a superfície dos folíolos, devido à impermeabilidade apresentada por certas folhas; o inóculo tende, deste modo, a acumular-se nos bordos dos folíolos proporcionando o aparecimento de lesões coalescentes, que dificultam a avaliação dos sintomas.

As diferentes respostas obtidas nos sintomas devidos a *C.arachidicola* e *C.personata* através da inoculação pelos três métodos descritos, talvez possa ser atribuído às características diferentes, relatadas para estes dois fungos na fase inicial da infecção (ABDOU, 1966; OSO, 1972). Considerando-se as ressalvas apresentadas anteriormente, pode-se concluir que através da inoculação das folhas por pulverização do inóculo é possível comparar a reação de plantas com diferentes níveis de resistência, principalmente em trabalhos com grande quantidade de folhas destacadas de amendoim.

Foi comprovada a necessidade da incubação das folhas destacadas sob condições de luz e temperatura controladas, para a melhor manifestação dos sintomas causados pelas duas espécies de *Cercospora* do amendoim, conforme citam ABDOU (1966) e GARREN e JACKSON (1973). CLINTON e McCORMICK (1924) ressaltaram que a luz direta favorece a infecção das ferrugens em folhas destacadas, pois parece deixar estas folhas em condições mais saudáveis, permitindo os processos normais de fotossíntese e, deste modo, favorecendo o desenvolvimento mais vigoroso do fungo.

Os resultados apresentados no Quadro 8, obtidos através da avaliação pelo número de lesões por folíolo, mostraram a manifestação de maior número de lesões de *C.personata* no regime de luz alternada, enquanto que para *C.arachidicola* não houve diferença significativa entre os regimes de luz alternada e contínua. Para a avaliação pelo diâmetro médio das lesões verificou-se que o maior desenvolvimento das lesões dos dois fungos ocorreu no regime de luz alternada, quando comparado aos demais.

A necessidade de luz direta para a manifestação dos sintomas destes fungos, conforme cita ABDU (1966), foi verificada pelos resultados obtidos para a condição ambiente de laboratório, sob luz indireta, demonstrando a inviabilidade da utilização destas condições ambientais (onde não há controle de temperatura e luminosidade) para a técnica de folhas destacadas de amendoim. O regime de luz alternada, procurando imitar as condições naturais de infecção, concordando com as observações de ABDU (1966), mostrou-se mais favorável ao desenvolvimento dos sintomas causados por estes dois fungos. Assim, com o uso deste regime de luz espera-se obter uma melhor diferenciação das reações apresentadas por plantas de amendoim com diferentes características genéticas para a resistência a estes patógenos foliares.

Em todos os experimentos realizados verificou-se que a evolução das lesões de *C.arachidicola* e *C.personata*, desde a inoculação até o completo desenvolvimento das lesões, ocorreu dentro de 25-30 dias, sendo os primeiros sintomas observados a partir do décimo dia da inoculação, confirmando as observações de JENKINS (1938), FREZZI (1960), MELOUK e BANKS (1978). No entanto, verificou-se que a evolução dos sintomas causados por *C.arachidicola*, em folhas destacadas do cultivar Tatu, foi sempre mais rápida que a de *C.personata*. Deste modo, quando se pretende avaliar os sintomas causados por estes fungos, tanto em relação ao número de lesões,

quanto à colonização (diâmetro das lesões, área infectada e índice de infecção), sugere-se a utilização de períodos de incubação entre 25-30 dias; períodos menores que estes podem possibilitar a avaliação do número de lesões, mas não diferenciar plantas com características genéticas diferentes em relação aos tipos das lesões formadas.

Os estudos comparativos sobre o desenvolvimento de patógenos em folhas destacadas e em plantas inteiras têm mostrado que na maioria dos casos os dois métodos dão resultados semelhantes em relação à suscetibilidade dos hospedeiros e virulência dos patógenos (YARWOOD, 1946; HOYMAN, 1957; WARD, 1959). Algumas diferenças, no entanto, tem sido observadas com relação à intensidade de doença registrada nestes dois métodos de inoculação de patógenos foliares (YARWOOD, 1946).

Com a utilização da metodologia padronizada para folhas destacadas de amendoim, discutida anteriormente, foi possível testar o comportamento de seis cultivares de *Arachis hypogaea* em relação a *C.arachidicola* e *C.personata* e verificar que as suas reações de resistência ou suscetibilidade aos dois patógenos foram semelhantes às observadas por SOWELL JR. *et alii* (1976) e SAVY Fº e MORAES (1977) em condições de campo e, por MORAES e SALGADO (1979b) sob condições de casa-de-vegetação.

As inoculações das folhas destacadas dos seis cultivares de amendoim com *C.personata* permitiram comprovar a resistência dos cultivares SO.909 e SO.911, observada por SAVY Fº e MORAES (1977) sob condições de campo. Estes cultivares, além do menor número de lesões, apresentaram lesões atípicas para *C.personata*, que não se desenvolveram, permanecendo como pequenas manchas necróticas circundadas por um halo amarelado, onde não se notava a esporulação característica do patógeno na face inferior dos folíolos. Os cultivares Tatu, Tatuí e SO.908 comportaram-se como altamente suscetíveis, tendo o

SO.905 apresentado comportamento intermediário a este fungo.

Através das avaliações por área infectada por folíolo e índice de infecção foi possível verificar que os cultivares SO.909, SO.911 e SO.905, que apresentaram resistência a *C.personata*, não mostraram aumento na quantidade de doença com a inoculação de suspensão de esporos mais concentrada; nos mais suscetíveis a quantidade de doença aumentava com a maior concentração do inóculo.

Nas inoculações com *C.arachidicola* nenhum cultivar mostrou uma resistência tão marcante com a apresentada por SO.909 e SO.911 para *C.personata*. No entanto, a maior resistência de SO.908 e SO.905, como foi relatada em testes de campo por SOWELL JR. *et alii* (1976) e SAVY Fº e MORAES(1977) e, por MORAES e SALGADO (1979b) em condições de casa-de-vegetação, também foi observada nos testes com folhas destacadas. Do mesmo modo, foi comprovada a maior suscetibilidade de Tatu e Tatuí a *C.arachidicola*.

A resistência a *C.arachidicola* observada nos cultivares SO.909 e SO.911, quando foram comparadas as reações dos seis cultivares pelo índice de infecção (Quadro 12), está de acordo com os resultados obtidos para estes mesmos cultivares por SOWELL JR. *et alii* (1976), em condições de campo. A maior concordância obtida com este método de avaliação deve-se principalmente ao fato destes autores terem avaliado as reações dos cultivares e introduções, através de um índice de doença que considerava a área visível da planta afetada pelo patógeno.

MORAES e SALGADO (1979b) constataram maior resistência a *C.arachidicola* no cultivar SO.905 e níveis intermediários de resistência em SO.908 e SO.909, sob condições de casa-de-vegetação. As diferenças nas reações destes cultivares, em relação às obtidas com folhas destacadas (Quadro 12), podem ser atribuídas à: utilização de mistura de isolados para a obtenção do inóculo, devido às diferenças de

patogenicidade entre isolados deste fungo, relatadas por MILLER (1949) e MORAES (1977); concentração do inóculo utilizada e, condição ambiente mais controlada nos testes com folhas destacadas.

O efeito da concentração do inóculo de *C.arachidicola* na reação dos cultivares foi verificado apenas na comparação das médias obtidas através da avaliação pela área infectada por folíolo (Quadro XXXV do Apêndice); os cultivares SO.909 e SO.911, que não diferiram de SO.908 e SO.905 na menor concentração do inóculo, apresentaram comportamento intermediário com o aumento da quantidade de doença, proporcionado pela maior concentração do inóculo, quando comparados aos mais resistentes, SO.908 e SO.905, e aos mais suscetíveis, Tatu e Tatuí.

Ao contrário do observado para *C.personata*, a avaliação da área infectada por *C.arachidicola* mostrou, no entanto, que todos os cultivares apresentaram um aumento significativo na quantidade de doença com o aumento da concentração do inóculo, sugerindo que diferentes mecanismos de resistência agem para os dois patógenos.

Os estudos das relações patógeno-hospedeiro realizados por ABDU (1966) demonstraram que os mecanismos de resistência de plantas de amendoim às cercosporioses podem ser considerados segundo dois tipos básicos: na fase de infecção, agindo na penetração dos tubos germinativos dos esporos destes patógenos nos tecidos hospedeiros e, na fase pós-infecção, agindo sobre o desenvolvimento da doença, ou seja, na colonização dos tecidos pelos patógenos.

Considerando estes mecanismos de resistência e os critérios de avaliação citados por ABDU (1966), os resultados obtidos com folhas destacadas permitem concluir que, para *C.arachidicola*, os cultivares SO.909 e SO.911 se comportaram como altamente suscetíveis à penetração, pois não apresentaram reações de defesa contra a penetração dos tubos germinativos

nos estômatos, com as folhas apresentando normalmente numerosos pontos de infecção; porém, se comportaram como moderadamente resistentes à evolução da doença na fase de colonização, pois mostraram reações internas de defesa que impediram a proliferação do fungo e posterior desenvolvimento da doença, apresentando lesões de menor diâmetro e menor área foliar infectada que os cultivares altamente suscetíveis. Já os cultivares SO.908 e SO.905 apresentaram moderada resistência tanto à penetração, como à colonização, pois mostraram menor número de lesões, lesões menores e menor área infectada que Tatu e Tatuí, considerados como altamente suscetíveis para as duas fases de desenvolvimento do patógeno.

Para *C. personata* os cultivares SO.909 e SO.911 apresentaram moderada resistência à penetração e alta resistência à colonização pelo patógeno; o SO.905 comportou-se como altamente suscetível à penetração, porém mostrou moderada suscetibilidade à colonização pelo patógeno, que se traduziu em lesões menores e menor área foliar infectada que os cultivares SO.908, Tatu e Tatuí, considerados altamente suscetíveis tanto à penetração, como à colonização dos seus tecidos por este patógeno.

Deste modo, verifica-se que, como citam HIGGINS (1935) e ABDU (1966), a resistência a *C. arachidicola* e *C. personata* atuando por dois mecanismos básicos é herdada independentemente.

Apesar da baixa produção verificada por SAVY Fº e MORAES (1977) para os cultivares SO.909 (PI-259.747) e SO.911 (PI-350.680), ambos do tipo Valência e conhecidos como 'Tarrapoto', os mesmos apresentam-se como promissoras fontes de resistência para serem utilizados no melhoramento genético dos cultivares comerciais Tatu e Tatuí. Além da alta resistência a *C. personata* e moderada resistência a *C. arachidicola*, estes cultivares também comportam-se como resistentes à verrugose, causada por *Sphaceloma arachidis* Bit. & Jenk.

(MORAES *et alii*, 1978) e a ferrugem, causada por *Puccinia arachidis* Speg (BROMFIELD e CEVARIO, 1970; HAMMONS, 1977; SUBRAHMANYAM *et alii*, 1980; MORAES, 1981).

Os resultados das avaliações dos sintomas de *C. arachidicola* e *C. personata* nos cultivares de *A. hypogaea* testados (Quadros 11 e 12) mostraram que os quatro métodos utilizados devem ser considerados importantes para expressar as reações e mecanismos de resistência, que estão atuando em cada cultivar, como foi discutido anteriormente. Entretanto, a avaliação dos cultivares através da área foliar infectada, expressa melhor as suas reações a estes patógenos, pois considera tanto o número de lesões, como o diâmetro destas lesões; mas, por outro lado, não considera as diferenças entre as áreas foliares características de cada cultivar, como cita MORAES (1977). Sob este aspecto, o índice de infecção utilizado mostrou a vantagem de corrigir os dados de área infectada, estimando a porcentagem de tecido foliar necrosado e, portanto, incapaz de realizar a fotossíntese.

A estimativa deste índice de infecção, apesar de ser mais trabalhosa, possibilita a obtenção de dados mais precisos na avaliação dos sintomas dos dois patógenos, do que a escala visual citada por SOWELL JR. *et alii* (1976); mostra-se também mais prática do que a determinação da porcentagem de necrose foliar ou do conteúdo total de clorofila perdido com a doença, sugeridos por MELOUK (1978).

Pelo o que foi discutido anteriormente, pode-se verificar a viabilidade da utilização da técnica de folhas destacadas de plantas de amendoim para inoculações com *C. arachidicola*, *C. personata* e, provavelmente, outros patógenos foliares desta cultura, visando testar a patogenicidade de isolados destes patógenos ou verificar as reações de cultivares, híbridos, linhagens ou espécies de amendoim aos mesmos.

A metodologia empregada na cultura de folhas destacadas de amendoim, citada inicialmente por RIBEIRO *et alii*

(1976) e utilizada neste trabalho com algumas modificações, mostrou ser mais simples e prática do que as utilizadas por MELOUK e BANKS (1978), SUBRAHMANYAM *et alii* (1980) com folhas de amendoim e por outros autores com folhas de diferentes espécies vegetais. As folhas apresentavam, em geral, longo tempo de sobrevivência e enraizamento natural fácil, sem a necessidade da utilização de materiais mais sofisticados, soluções nutritivas, cinetina ou hormônios para forçar o enraizamento e aumentar o tempo de duração das folhas destacadas.

Além disso, comprovou todas as vantagens da utilização desta técnica, inumeradas por YARWOOD (1946); especialmente, a economia de espaço e material do hospedeiro, a necessidade de menor quantidade de inóculo das duas espécies de *Cercospora*, facilidade e exatidão das observações, uniformidade das unidades experimentais e possibilidade de obtenção de resultados semelhantes aos de experimentos conduzidos sob condições de casa-de-vegetação ou de campo.



## 6. CONCLUSÕES

- 6.1. A utilização das folhas mais novas, porém completamente expandidas, permitiu uma melhor manifestação dos sintomas causados por *C.arachidicola* e *C.personata*, pois estas folhas foram as que apresentaram maior vitalidade e sobrevivência. Isto foi correlacionado ao enraizamento natural fácil e rápido apresentado por estas folhas.
- 6.2. A inoculação de *C.arachidicola* e *C.personata* na superfície superior das folhas possibilitou o aparecimento de maior número de lesões destes fungos, independentemente da concentração de esporos utilizada.
- 6.3. A inoculação das folhas destacadas através da pulverização das suspensões de esporos destes fungos mostrou ser mais prática e eficiente que as inoculações por gotas ou pincelamento.
- 6.4. A luz direta foi necessária durante o período de incubação, sendo o regime de luz alternada (10 horas de luz e 14 horas de escuro) mais favorável ao desenvolvimento dos sintomas causados por estes fungos.

- 6.5. Os quatro métodos utilizados para avaliar os sintomas causados pelas duas espécies de *Cercospora* (Número de lesões por folíolo, diâmetro das lesões, área infectada por folíolo e índice de infecção) foram importantes para expressar as reações e mecanismos de resistência de cada cultivar testado. Entretanto, o índice de infecção proposto, estimando a porcentagem do tecido foliar necrosado, expressou melhor as reações dos cultivares a estes fungos.
- 6.6. Entre os cultivares testados através desta técnica destacaram-se os S0.909 e S0.911, como altamente resistentes a *C.personata* e moderadamente resistentes a *C.arachidicola*, e os cultivares S0.908 e S0.905, como moderadamente resistentes apenas a *C.arachidicola*. Os cultivares S0.905 e S0.908 mostraram, respectivamente, moderada e alta suscetibilidade a *C.personata*. Os cultivares Tatu e Tatuí mostraram-se altamente suscetíveis aos dois fungos.
- 6.7. Os resultados obtidos, semelhantes aos relatados em experimentos conduzidos em casa-de-vegetação ou em condições de campo, comprovaram a viabilidade e eficiência da técnica de folhas destacadas para testar as reações de cultivares de amendoim aos fungos *C.arachidicola* e *C.personata*.

## LITERATURA CITADA

- ABDOU, Y. A. M., 1966. The Source and Nature of Resistance in *Arachis* L. Species to *Mycosphaerella arachidicola* Jenk. and *Mycosphaerella berkeleyi* Jenk., and Factors influencing Sporulation of these Fungi. North Carolina State Univ., Raleigh, U.S.A., 118 p. (Ph. D. Thesis).
- BROMFIELD, K. R. e S. J. CEVARIO, 1970. Greenhouse screening of peanut (*Arachis hypogaea*) for resistance to peanut rust (*Puccinia arachidis*). Plant Dis. Repr., Beltsville, 54: 381 - 383.
- BROWDER, L. E., 1964. A modified detached-leaf culture technique for study of cereal rusts. Plant Dis. Repr., Beltsville, 48: 906 - 908.
- CLINTON, G. P. e F. A. McCORMICK, 1924. Rust infection of leaves in Petri dishes. Connecticut Agric. Exp. Station, New Haven, Conn., Bulletin 260, p. 475 - 501.
- FREZZI, M. J., 1960. Enfermedades del mani en la Provincia de Córdoba. Revista de Investigaciones Agrícolas, Buenos Aires, t. XIV, n° 2: 113 - 155.

- GARREN, K. H. e C. R. JACKSON, 1973. Peanuts Diseases. In: Peanuts - Culture and Uses. A Symposium. Stillwater, Oklahoma. APREA, cap. 13, p. 429 - 494.
- GARREN, K. H. e C. WILSON, 1951. Peanut Diseases. In: The peanut, the unpredictable legume. A Symposium. The National Fertilizer Association, Washington, DC., cap. VIII, p. 262 - 313.
- HAMMONS, R. O., 1977. Groundnut rust in the United States and the Caribbean. PANS, London, 23 (3): 300 - 304.
- HEMINGWAY, J. S., 1955. The prevalence of two species of *Cercospora* on groundnuts. Trans. Brit. Mycol. Soc., London, 38 (3): 243 - 246.
- HEMINGWAY, J. S., 1957. The resistance of groundnuts to *Cercospora* leafspots. Empire Journ. Exper. Agric., Oxford, 25: 60 - 68.
- HIGGINS, B. B., 1935. Breeding peanuts for disease resistance. Phytopathology, St. Paul, 25: 971 - 972.
- HOOKE, A. L. e C. E. YARWOOD, 1966. Culture of *Puccinia sorghi* on detached leaves of corn and *Oxalis corniculata*. Phytopathology, St. Paul, 56: 536 - 539.
- HOYMAN, W. G., 1957. Comparative reactions of attached and detached leaves to *Phytophthora infestans*. Phytopathology, St. Paul, 47: 17 (Abstract).
- JENKINS, W. A., 1938. Two fungi causing leafspots of peanuts. Jour. Agr. Research, Washington, 56 (5): 317 - 332.

- LOCKE, S. B., 1948. A method for measuring resistance to defoliation diseases in tomato and other *Lycopersicon* species. Phytopathology, St. Paul, 38: 937 - 942.
- LODEN, H. D. e E. M. HILDEBRAND, 1950. Peanuts specially their diseases. Economic Botany, Bronx, 4 (4): 354-379.
- MELOUK, H. A., 1978. Determination of leaf necrosis caused by *Cercospora arachidicola* Hori in peanut as measured by loss in total chlorophyll. Peanut Science, Raleigh, 5: 17 - 18.
- MELOUK, H. A. e D. J. BANKS, 1978. A method of screening peanut genotypes for resistance to *Cercospora* leafspot. Peanut Science, Raleigh, 5: 112 - 114.
- MIGNUCCI, J. S., 1978. Development of soybean leaf cultures for maintenance and study of *Microsphaera diffusa*. Plant Dis. Repr., Beltsville, 62: 271 - 273.
- MILLER, L. I., 1949. Cultural and parasitic races of *Cercospora arachidicola* and *Cercospora personata*. Phytopathology, St. Paul, 39: 15 (Abstract).
- MISRA, A. K. e A. P. MISRA, 1976. Groundnut in Bihar-varietal reaction. Indian Phytopathology, India, 28: 557 - 559.
- MORAES, S. A., 1977. *Cercospora arachidicola* Hori: obtenção de inóculo, inoculação e avaliação da resistência em amendoim (*Arachis hypogaea* L.). Piracicaba, ESALQ/USP, 116p. (Tese de Mestrado).

- MORAES, S. A., 1981. Reações de seis cultivares de amendoim (*Arachis hypogaea* L.) à *Puccinia arachidis* Speg. RESUMOS do IVº Congresso Paulista de Fitopatologia, Campinas, Trabalho nº 30 (Resumo).
- MORAES, S. A. e C. L. SALGADO, 1978. Influência da luz sobre a esporulação de *Cercospora arachidicola* Hori. Summa Phytopathologica; Piracicaba, 4 (4): 128 - 135.
- MORAES, S. A. e C. L. SALGADO, 1979a. Esporulação de *Cercospora arachidicola* Hori em meio de cultura. Summa Phytopathologica, Campinas, 5 (1-2): 65 - 74.
- MORAES, S. A. e C. L. SALGADO, 1979b. Avaliação da resistência à *Cercospora arachidicola* Hori em amendoim (*Arachis hypogaea* L.). Fitopatologia, A.L.F., Lima, 14 (2): 65-72.
- MORAES, S. A.; J. SOAVE e A. SAVY Fº, 1978. Reações de 10 variedades de amendoim (*Arachis hypogaea* L.) à verrugose (*Sphaceloma arachidis* Bit. & Jenk.). Ecossistema, Espírito Santo do Pinhal, 3: 43 - 46.
- MORAES, S. A. e M. H. SUGIMORI, 1973. Observações sobre a conservação de folhas de cafeeiros, destacadas, para o uso em inoculações com *Hemileia vastatrix* Berk. & Br.. XXVa. Reunião Anual da S.B.P.C., Ilha do Fundão, RJ: 26-LI (Res.).
- NAGEL, C. M., 1934. Conidial production in species of *Cercospora* in pure culture. Phytopathology, St. Paul, 24: 1101-1110.
- NSUMBU, N. e J. BOUHARMONT, 1977. Différenciation de racines et tiges feuillées à partir de feuilles de *Coffea canephora*. Café, Cacao, Thé, Paris, vol. XXI (1): 3 - 8.

- OSO, B. A., 1972. Conidial germination in *Cercospora arachidicola* Hori. Trans. Brit. Mycol. Soc., London, 59 (1): 169 - 172.
- REIS, E. M. e H. KIMATI, 1974. Cultivo de folhas de soja- (*Glycine max* (L.) Merr.) destacadas, para testes fitopatológicos. In: Reunião Conjunta de Pesquisa, Porto Alegre, p. 140 (Resumo).
- RIBEIRO, I. J. A.; S. A. MORAES; O. PARADELA Fº; M. H. SUGIMORI e J. SOAVE, 1976. Testes de patogenicidade de isolados de *Cercospora arachidicola* Hori, *Cercospora personata* (B. & C.) Ell. & Ev. e *Puccinia arachidis* Speg em folhas destacadas de amendoim (*Arachis hypogaea* L.). Revista da Soc. Bras. de Fitopatologia, Campinas, vol. 9: 20 (Resumo).
- ROBERTS, D. A., 1956. Use of a detached-leaf technique for testing leguminous forage plants for resistance to foliar diseases. Phytopathology, St. Paul, 46: 24 (Abstract).
- SAVY Fº, A. e S. A. MORAES, 1977. Observações sobre a incidência de cercosporiose em cultivares de amendoim (*Arachis hypogaea* L.). Revista de Agricultura, Piracicaba, vol. LII (1): 39 - 46.
- SILVERMAN, W. B., 1957. The development of *Puccinia graminis* var. *tritici* on detached leaves of wheat as influenced by nutrients and metabolite antagonists. Phytopathology, St. Paul, 47: 31 - 32 (Abstract).
- SOAVE, J.; I. J. A. RIBEIRO; O. PARADELA Fº e T. IGUE; 1974. Métodos de avaliação de cercosporiose em cultura de amendoim (*Arachis hypogaea* L.). Bragantia, Campinas, 33, nota nº 4: XV - XIX.

- SOWELL JR., G.; D. H. SMITH e R. O. HAMMONS, 1976. Resistance of peanut plant introductions to *Cercospora arachidicola*. Plant Dis. Repr. , Beltsville, 60: 494 - 498.
- SUBRAHMANYAM, P.; R. W. GIBBONS; S. N. NIGAN e V. R. RAO, 1980. Screening methods and further sources of resistance to peanut rust. Peanut Science, Raleigh, 7: 10 - 12.
- WARD, C. H., 1959. The detached-leaf technique for testing alfafa clones for resistance to black stem. Phytopathology, St. Paul, 49: 690 - 696.
- WILCOXSON, R. D.; A. H. ATIF e B. SKOVMAND, 1974. Slow rusting of wheat varieties in the field correlated with stem rust severity on detached leaves in the greenhouse. Plant Dis. Repr. , Beltsville, 58: 1085 - 1087.
- WOODROOF, N. C., 1933. Two leafspots of the peanut (*Arachis hypogaea* L.). Phytopathology, St. Paul, 23: 627 - 640.
- YARWOOD, C. E., 1946. Detached leaf culture. The Botanical Review, Lancaster, 12: 1 - 56.



A P Ê N D I C E

Quadro I - Número de lesões por folíolo de *C.arachidicola* (Ca) e *C.personata* (Cp) em folhas destacadas de amendoim, com diferentes idades de desenvolvimento.

INÓCULO	IDADES DAS FOLHAS(*)	R E P E T I Ç Õ E S					MÉDIA
		I	II	III	IV	V	
Ca	A	8,75	6,00	5,75	5,00	4,50	6,00
	B	2,75	7,25	5,00	5,75	4,00	4,95
	C	4,50	4,75	3,75	3,25	3,50	3,95
	D	1,25	0,00	0,00	0,00	4,00	1,05
Cp	A	7,75	2,75	4,25	3,00	6,50	4,85
	B	7,00	9,50	4,25	2,25	3,00	5,20
	C	5,25	2,00	2,50	5,25	2,50	3,50
	D	3,25	0,00	0,00	2,75	2,00	1,60

(\*) (A) = primeira folha desenvolvida a partir do ápice de plantas de amendoim cv. Tatu; (B) = segunda folha; (C) = terceira folha; (D) = quarta folha.

Quadro II - Dados de número de lesões por folíolo apresentados no Quadro I, transformados em  $\sqrt{x+0,5}$ .

INÓCULO	IDADES DAS FOLHAS	R E P E T I Ç Õ E S					MÉDIA
		I	II	III	IV	V	
Ca	A	3,04	2,55	2,50	2,34	2,24	2,53
	B	1,80	2,78	2,34	2,50	2,12	2,31
	C	2,24	2,29	2,06	1,94	2,00	2,11
	D	1,32	0,71	0,71	0,71	2,12	1,11
Cp	A	2,87	1,80	2,18	1,87	2,65	2,27
	B	2,74	3,16	2,18	1,66	1,87	2,32
	C	2,40	1,58	1,73	2,40	1,73	1,97
	D	1,94	0,71	0,71	1,80	1,58	1,35

Quadro III - Análise da variância dos dados do Quadro II.

Causas de Variação	GL	SQ	QM	F
Idades (Id)	3	8,555	2,852	12,91 **
Inóculo (In)	1	0,014	0,014	0,06 <sup>ns</sup>
Interação (Id x In)	3	0,336	0,112	0,51 <sup>ns</sup>
(Tratamentos)	(7)	(8,905)		
Resíduo	32	7,065	0,272	
Total	39	15,970		

CV = 23,53%

$\bar{m} = 1,997$

DMS Tukey 1% = 0,71 (para médias das idades)

(n.s.) = não significativo

(\*\*) = significativo a 1% de probabilidade

Quadro IV - Influência da superfície da folha inoculada e da concentração de esporos de *C.arachidicola*, na manifestação dos sintomas, em folhas destacadas de amendoim (Avaliação pelo número médio de lesões por folíolo).

CONC. DE SUPERFÍCIE ESPOROS (*) INOCULADA		R E P E T I Ç Õ E S						MÉDIA
		I	II	III	IV	V	VI	
A	superior	9,00	11,25	8,50	12,25	9,00	11,25	10,21
	inferior	5,00	4,25	3,75	6,00	5,75	4,75	4,92
B	superior	5,00	3,50	5,50	4,50	6,50	5,75	5,12
	inferior	3,00	2,75	1,50	3,00	2,50	2,75	2,58
C	superior	2,00	3,00	2,25	3,25	2,50	3,25	2,71
	inferior	1,50	0,75	1,25	0,50	1,00	0,75	0,96

(\*) Concentração de esporos: (A) = 68.500 esporos/ml;

(B) = 32.500 esporos/ml; (C) = 17.500 esporos/ml.

Quadro V - Dados de número de lesões por folíolo apresentados no Quadro IV, transformados em  $\sqrt{x+0,5}$ .

CONC. DE ESPOROS	SUPERFÍCIE INOCULADA	R E P E T I Ç Õ E S						MÉDIA
		I	II	III	IV	V	VI	
A	superior	3,08	3,43	3,00	3,57	3,08	3,43	3,26
	inferior	2,34	2,18	2,06	2,55	2,50	2,29	2,32
B	superior	2,34	2,00	2,45	2,24	2,65	2,50	2,36
	inferior	1,87	1,80	1,41	1,87	1,73	1,80	1,75
C	superior	1,58	1,87	1,66	1,94	1,73	1,94	1,79
	inferior	1,41	1,12	1,32	1,00	1,22	1,12	1,20

Quadro VI - Análise da variância dos dados do Quadro V.

Causas de Variação	GL	SQ	QM	F
Conc. de esporos (C)	2	10,20	5,10	139,94 **
Superfícies (S)	1	4,62	4,62	126,82 **
Interação (C x S)	2	0,24	0,12	3,23 ns
(Tratamentos)	(5)	(15,06)		
Resíduo	30	1,09	0,04	
Total	35	16,15		

CV = 9,03%

$\bar{m} = 2,113$

DMS Tukey 1% = 0,25 (para as médias de conc. de esporos)

DMS Tukey 1% = 0,17 (para as médias de superfícies)

(n.s.) = não significativo

(\*\*) = significativo a 1% de probabilidade.

Quadro VII - Influência da superfície da folha inoculada e da concentração de esporos de *C. personata*, na manifestação dos sintomas, em folhas destacadas de amendoim (Avaliação pelo número médio de lesões por folíolo).

CONC. DE ESPOROS (*)	SUPERFÍCIE INOCULADA	R E P E T I Ç Õ E S						MÉDIA
		I	II	III	IV	V	VI	
A	superior	9,75	8,25	11,25	10,25	7,50	9,00	9,33
	inferior	4,25	5,00	4,00	4,00	7,50	4,25	4,83
B	superior	5,50	4,00	3,50	3,00	4,75	3,25	4,02
	inferior	1,00	2,50	1,50	1,75	2,50	2,00	1,87
C	superior	2,00	1,50	3,00	3,50	2,50	1,00	2,25
	inferior	1,50	2,50	1,00	1,50	1,75	1,00	1,54

(\*) Concentração de esporos: (A) = 60.000 esporos/ml;

(B) = 31.500 esporos/ml; (C) = 14.100 esporos/ml.

Quadro VIII - Dados de número de lesões por folíolo apresentados no Quadro VII, transformados em  $\sqrt{x+0,5}$ .

CONC. DE ESPOROS	SUPERFÍCIE INOCULADA	R E P E T I Ç Õ E S						MÉDIA
		I	II	III	IV	V	VI	
A	superior	3,20	2,96	3,43	3,28	2,83	3,08	3,13
	inferior	2,18	2,34	2,12	2,12	2,83	2,18	2,29
B	superior	2,45	2,12	2,00	1,87	2,29	1,94	2,11
	inferior	1,22	1,73	1,41	1,50	1,73	1,58	1,53
C	superior	1,58	1,41	1,87	2,00	1,73	1,22	1,63
	inferior	1,41	1,73	1,22	1,41	1,50	1,22	1,41

Quadro IX - Análise da variância dos dados do Quadro VIII.

Causas de Variação	GL	SQ	QM	F
Conc. de esporos (C)	2	9,18	4,59	82,84 **
Superfícies (S)	1	2,68	2,68	48,47 **
Interação (C x S)	2	0,57	0,29	5,18 ns
-----				
(Tratamentos)	(5)	(12,43)		
Resíduo	30	1,66	0,06	
Total	35	14,09		

CV = 11,65%

$\bar{m} = 2,019$

DMS Tukey 1% = 0,303 (para as médias de conc. de esporos)

DMS Tukey 1% = 0,22 (para as médias de superfícies)

(n.s.) = não significativo

(\*\*) = significativo a 1% de probabilidade.

Quadro X - Influência da técnica de inoculação de folhas destacadas de amendoim na manifestação dos sintomas de *C.arachidicola* (Ca) e de *C.personata* (Cp) (Avaliação pelo número médio de lesões por folíolo).

INÓCULO	TÉCNICA DE INOCULAÇÃO (*)	R E P E T I Ç Õ E S						MÉDIA
		I	II	III	IV	V	VI	
Ca	A	16,75	14,50	16,50	15,50	17,75	17,75	16,46
	B	5,00	3,75	3,25	4,25	5,00	4,25	4,25
	C	18,50	22,50	19,50	17,00	13,00	18,00	18,08
Cp	A	7,50	5,50	8,25	7,00	6,50	7,50	7,04
	B	6,25	5,25	4,75	4,50	5,25	5,25	5,21
	C	4,75	4,00	4,50	5,25	4,50	4,50	4,58

(\*) Técnicas de inoculação: (A) = pulverização; (B) = gotas; (C) = pincelamento.



Quadro XI - Dados de número de lesões por folíolo apresentados no Quadro X, transformados em  $\sqrt{x+0,5}$ .

INÓCULO	TÉCNICAS DE INOCULAÇÃO	R E P E T I Ç Õ E S						MÉDIA
		I	II	III	IV	V	VI	
Ca	A	4,15	3,87	4,12	4,00	4,27	4,27	4,11
	B	2,34	2,06	1,94	2,18	2,34	2,18	2,17
	C	4,36	4,80	4,47	4,18	3,67	4,30	4,30
Cp	A	2,83	2,45	2,96	2,74	2,65	2,83	2,74
	B	2,60	2,40	2,29	2,24	2,40	2,40	2,39
	C	2,29	2,12	2,24	2,40	2,24	2,24	2,25

Quadro XII - Análise da variância dos dados do Quadro XI.

Causas de Variação	GL	SQ	QM	F
Inóculo (I)	1	10,22	10,22	252,53 **
Técnicas (T)	2	9,32	4,66	115,16 **
Interação (I x T)	2	8,06	4,03	99,54 **
(Tratamentos)	(5)	(27,60)		
Resíduo	30	1,21	0,04	
Total	35	28,81		

CV = 6,72%

$\bar{m} = 2,995$

DMS Tukey 1% = 0,37 (para médias de técnicas dentro de cada inóculo)

DMS Tukey 1% = 0,32 (para médias de inóculos dentro de cada técnica)

(\*\*) = significativo a 1% de probabilidade.

Quadro XIII- Influência do regime de luz durante a incubação sobre a manifestação dos sintomas de *C.arachidicola* (Ca) e *C.personata* (Cp), em folhas des-tacadas de amendoim (Avaliação pelo número médio de lesões por folíolo).

INÓCULO	REGIME DE LUZ (*)	R E P E T I Ç Õ E S								MÉDIA
		I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	
Ca	LC	8,75	7,75	10,50	10,50	10,00	9,50	12,25	7,50	9,59
	LA	10,50	11,00	9,25	8,00	7,50	12,00	8,75	9,00	9,50
	CL	3,00	1,75	3,00	2,00	1,25	1,50	2,00	2,50	2,12
Cp	LC	2,75	6,50	4,50	4,00	3,50	3,75	4,50	6,00	4,44
	LA	9,75	6,00	10,75	9,00	8,00	6,50	6,50	10,25	8,34
	CL	1,00	1,75	1,25	2,25	1,50	1,75	1,25	1,75	1,56

(\*) LC = luz contínua; LA = luz alternada; CL = condições de laboratório.

Quadro XIV - Dados de número de lesões por folhelo apresentados no Quadro XIII, transformados em  $\sqrt{x + 0,5}$ .

INÓCULO DE LUZ	REGIME	R E P E T I Ç Õ E S								MÉDIA
		I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	
Ca	LC	3,04	2,87	3,32	3,32	3,24	3,16	3,57	2,83	3,17
	LA	3,32	3,39	3,12	2,91	2,83	3,53	3,04	3,08	3,15
	CL	1,87	1,50	1,87	1,58	1,32	1,41	1,58	1,73	1,61
Cp	LC	1,80	2,65	2,24	2,12	2,00	2,06	2,24	2,55	2,21
	LA	3,20	2,55	3,35	3,08	2,91	2,65	2,65	3,28	2,96
	CL	1,22	1,50	1,32	1,66	1,41	1,50	1,32	1,50	1,43

Quadro XV - Análise da variância dos dados do Quadro XIV.

Causas de Variação	GL	SQ	QM	F
Inóculo (I)	1	2,37	2,37	39,72 <sup>**</sup>
Regime de luz (L)	2	20,63	10,31	172,72 <sup>**</sup>
Interação (I x L)	2	1,60	0,80	13,41 <sup>**</sup>
(Tratamentos)	(5)	(24,60)		
Resíduo	42	2,51	0,06	
Total	47	27,11		

CV = 10,09%

 $\bar{m} = 2,421$ 

DMS Tukey 1% = 0,38 (para médias de regimes de luz dentro de cada inóculo)

DMS Tukey 1% = 0,33 (para médias de inóculo dentro de cada regime de luz)

(\*\*) = significativo a 1% de probabilidade.

Quadro XVI - Influência do regime de luz durante a incubação sobre a manifestação dos sintomas de *C.arachidicola* (Ca) e *C.personata* (Cp), em folhas des-tacadas de amendoim (Avaliação pelo diâmetro médio das lesões, em mm).

INÓCULO	REGIME DE LUZ	R E P E T I Ç Õ E S (*)								MÉDIA
		I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	
Ca	LC	3,10	2,65	2,75	2,80	2,70	2,75	2,55	2,75	2,76
	LA	3,00	3,25	3,45	3,15	3,30	3,15	3,25	3,00	3,19
	CL	3,00	3,00	3,10	2,75	2,80	2,85	2,75	2,30	2,82
Cp	LC	2,00	2,35	2,45	1,80	1,90	1,65	1,65	1,65	1,93
	LA	2,05	2,35	2,40	2,25	1,80	2,35	2,05	2,30	2,19
	CL	2,00	1,85	1,80	2,10	1,75	1,85	1,65	1,90	1,86

(\*) Média da medição de 20 lesões por folha (exceto para folhas com número de lesões inferior a vinte, onde todas as lesões foram medidas).

Quadro XVII - Análise da variância dos dados do Quadro XVI.

Causas de Variação	GL	SQ	QM	F	
Inóculo (I)	1	10,31	10,31	226,83	**
Regime de luz (L)	2	1,32	0,66	14,50	**
Interação (I x L)	2	0,07	0,03	0,73	ns
-----					
(Tratamentos)	(5)	(11,70)			
Resíduo	42	1,91	0,05		
Total	47	13,61			

CV = 8,67%

 $\bar{m} = 2,459$ 

DMS Tukey 1% = 0,23 (para médias de regimes de luz)

DMS Tukey 1% = 0,17 (para médias de inóculos)

(n.s.) = não significativo

(\*\*) = significativo a 1% de probabilidade.

Quadro XVIII - Reações de seis cultivares de *Arachis hypogaea* L. a duas concentrações de inóculo de *C.personata*, em folhas destacadas (Avaliação pelo número médio de lesões por folíolo).

CULTIVARES	CONC. DO INÓCULO <sup>(*)</sup>	R E P E T I Ç Õ E S (**)					MÉDIA
		I	II	III	IV	V	
SO.905	1	8,00	10,50	6,00	6,50	10,00	8,20
	2	12,50	12,25	10,50	9,00	7,00	10,25
SO.908	1	9,50	8,00	10,25	10,50	9,00	9,45
	2	16,00	15,00	13,00	15,00	11,00	14,00
SO.909	1	5,25	3,25	6,00	3,75	4,75	4,60
	2	3,75	4,75	5,50	5,75	4,25	4,80
SO.911	1	3,25	4,25	5,00	6,00	5,50	4,80
	2	5,50	4,00	6,25	4,50	4,50	4,95
Tatu	1	9,50	7,00	9,00	10,00	8,00	8,70
	2	13,25	16,00	16,50	8,00	14,50	13,65
Tatuí	1	8,50	12,50	12,50	8,00	12,25	10,75
	2	17,50	14,50	15,75	14,25	16,75	15,75

(\*) Concentração do inóculo: (1) = 35.250 esporos/ml;

(2) = 58.750 esporos/ml.

(\*\*) Médias de 4 folíolos.

Quadro XIX - Dados de número de lesões por folíolo apresentados no Quadro XVIII transformados em  $\sqrt{x + 0,5}$  .

CULTIVARES	CONC. DO INÓCULO	R E P E T I Ç Õ E S					MÉDIA
		I	II	III	IV	V	
SO.905	1	2,91	3,32	2,55	2,65	3,24	2,93
	2	3,61	3,57	3,32	3,08	2,74	3,26
SO.908	1	3,16	2,91	3,28	3,32	3,08	3,15
	2	4,06	3,94	3,67	3,94	3,39	3,80
SO.909	1	2,40	1,94	2,55	2,06	2,29	2,25
	2	2,06	2,29	2,45	2,50	2,18	2,30
SO.911	1	1,94	2,18	2,34	2,55	2,45	2,29
	2	2,45	2,12	2,60	2,24	2,24	2,33
Tatu	1	3,16	2,74	3,08	3,24	2,91	3,03
	2	3,71	4,06	4,12	2,91	3,87	3,73
Tatuí	1	3,00	3,61	3,61	2,91	3,57	3,34
	2	4,24	3,87	4,03	3,84	4,15	4,03



Quadro XX - Análise da variância dos dados do Quadro XIX.

Causas de Variação	GL	SQ	QM	F
Cultivares (C)	5	18,43	3,69	45,48 **
Conc. do inóculo (I)	1	2,52	2,52	31,12 **
Interação (C x I)	5	1,25	0,25	3,07 ns
-----				
(Tratamentos)	(11)	(22,20)		
Resíduo	48	3,89	0,08	
-----				
Total	59	26,09		

CV = 9,37%

 $\bar{m} = 3,037$ 

DMS Tukey 1% = 0,455 (para médias dos cultivares)

DMS Tukey 1% = 0,197 (para médias das conc. do inóculo)

(n.s.) = não significativo

(\*\*) = significativo a 1% de probabilidade.

Quadro XXI - Reações de seis cultivares de *Arachis hypogaea* L. a duas concentrações de inóculo de *C. personata*, em folhas destacadas (Avaliação pelo diâmetro médio das lesões, em mm).

CULTIVARES	CONC. DO INÓCULO	R E P E T I Ç Õ E S (*)					MÉDIA
		I	II	III	IV	V	
SO.905	1	2,34	2,65	2,00	2,43	2,31	2,35
	2	2,20	2,10	2,30	2,35	2,45	2,28
SO.908	1	3,35	3,36	3,24	3,38	3,31	3,33
	2	3,38	3,31	3,38	3,00	3,25	3,26
SO.909	1	0,70	0,50	0,50	0,50	0,80	0,62
	2	0,60	0,50	0,50	0,90	0,60	0,62
SO.911	1	0,50	0,80	0,70	0,60	0,50	0,62
	2	0,50	0,70	0,50	0,90	0,70	0,66
Tatu	1	3,45	3,25	3,16	3,31	3,10	3,25
	2	3,05	3,25	3,31	3,50	3,50	3,32
Tatuí	1	3,00	3,02	3,19	3,00	3,31	3,10
	2	2,95	3,00	3,20	3,25	2,94	3,07

(\*) Média da medição de 20 lesões por folha (exceto para folhas com número de lesões inferior a vinte, onde todas as lesões foram medidas).

Quadro XXII - Análise da variância dos dados do Quadro XXI.

Causas de Variação	GL	SQ	QM	F	
Cultivares (C)	5	81,4424	16,2885	677,79	**
Conc. do inóculo (I)	1	0,0006	0,0006	0,02	ns
Interação (C x I)	5	0,0404	0,0081	0,34	ns
-----					
(Tratamentos)	(11)	(81,4834)			
Resíduo	48	1,1535	0,0240		
-----					
Total	59	82,6369			

CV = 7,03%

 $\bar{m} = 2,205$ 

DMS Tukey 1% = 0,248 (para médias dos cultivares)

(n.s.) = não significativo

(\*\*) = significativo a 1% de probabilidade.

Quadro XXIII - Reações de seis cultivares de *Arachis hypogaea* L. a duas concentrações de inóculo de *C. personata*, em folhas destacadas (Avaliação pela área infectada por folíolo, em mm<sup>2</sup>).

CULTIVARES	CONC. DO INÓCULO	R E P E T I Ç Õ E S (*)					MÉDIA
		I	II	III	IV	V	
SO.905	1	34,40	57,91	18,85	30,14	41,91	36,64
	2	47,52	42,43	43,62	39,04	33,00	41,12
SO.908	1	83,73	70,93	84,51	94,21	77,44	82,16
	2	143,56	129,07	116,64	106,03	91,25	117,31
SO.909	1	2,02	0,64	1,18	0,74	2,39	1,39
	2	1,06	0,93	1,08	3,66	1,20	1,59
SO.911	1	0,64	2,14	1,92	1,70	1,08	1,50
	2	1,08	1,54	1,23	2,86	1,73	1,69
Tatu	1	88,81	58,07	70,58	86,05	60,38	72,78
	2	96,81	132,73	141,98	76,97	139,51	117,60
Tatuí	1	60,08	89,54	99,90	56,55	105,41	82,30
	2	119,61	102,49	126,67	118,21	113,71	116,14

(\*) Calculada pela equação:

$$Si = \frac{\text{Área infectada/folíolo}}{\left(\frac{\text{diâmetro das lesões}}{2}\right)^2} \times 3,1416.$$

Quadro XXIV - Dados de área infectada por foliolo apresentados no Quadro XXIII, transformados em  $\sqrt{Si + 0,5}$ .

CULTIVARES	CONC. DO INÓCULO	R E P E T I Ç Õ E S					MÉDIA
		I	II	III	IV	V	
SO.905	1	5,91	7,64	4,40	5,53	6,51	6,00
	2	6,93	6,55	6,64	6,29	5,79	6,44
SO.908	1	9,18	8,45	9,22	9,73	8,83	9,08
	2	12,00	11,38	10,82	10,32	9,58	10,82
SO.909	1	1,59	1,07	1,30	1,11	1,70	1,35
	2	1,25	1,20	1,26	2,04	1,30	1,41
SO.911	1	1,07	1,62	1,56	1,48	1,26	1,40
	2	1,26	1,43	1,31	1,83	1,49	1,46
Tatu	1	9,45	7,65	8,43	9,30	7,80	8,53
	2	9,86	11,53	11,94	8,80	11,83	10,79
Tatuí	1	7,78	9,49	10,02	7,55	10,29	9,03
	2	10,96	10,15	11,28	10,89	10,69	10,79

Quadro XXV - Análise da variância dos dados do Quadro XXIV.

Causas de Variação	GL	SQ	QM	F
Cultivares (C)	5	854,57	170,91	274,48 **
Conc. do inóculo (I)	1	16,74	16,74	26,88 **
Interação (C x I)	5	12,00	2,40	3,85 **
-----				
(Tratamentos)	(11)	(883,31)		
Resíduo	48	29,89	0,62	
Total	59	913,20		

CV = 12,28%

 $\bar{m} = 6,425$ 

DMS Tukey 1% = 1,26 (para médias dos cultivares)

DMS Tukey 1% = 1,79 (para médias dos cultivares dentro de cada conc. do inóculo)

(\*\*) = significativo a 1% de probabilidade.

Quadro XXVI - Comparação entre as médias das concentrações do inóculo de *C.personata*, dentro de cada cultivar, dos dados apresentados no Quadro XXIV.

CULTIVARES	Concentrações do Inóculo (*)	
	1	2
SO.905	6,00 a	6,44 a
SO.908	9,08 a	10,82 b
SO.909	1,35 a	1,41 a
SO.911	1,40 a	1,46 a
Tatu	8,53 a	10,79 b
Tatuí	9,03 a	10,79 b

(\*) As médias das concentrações do inóculo, dentro de cada cultivar, seguidas por letras iguais, não diferem entre si, ao nível de 1% de probabilidade (DMS Tukey 1%=1,34).

Quadro XXVII - Reações de seis cultivares de *Arachis hypogaea* L. a duas concentrações de inóculo de *C. personata*, em folhas destacadas (Avaliação pelo Índice de infecção).

CULTIV.	St (*)	CONC. INOC.	R E P E T I Ç Õ E S (**)					MÉDIA
			I	II	III	IV	V	
SO.905	737,72	1	4,66	7,85	2,55	4,09	5,68	4,97
		2	6,44	5,75	5,91	5,29	4,47	5,57
SO.908	923,71	1	9,06	7,68	9,15	10,20	8,38	8,89
		2	15,54	13,97	12,63	11,48	9,88	12,70
SO.909	1431,24	1	0,14	0,04	0,08	0,05	0,17	0,10
		2	0,07	0,06	0,07	0,26	0,08	0,11
SO.911	1394,54	1	0,05	0,15	0,14	0,12	0,08	0,11
		2	0,08	0,11	0,09	0,20	0,12	0,12
Tatu	1233,35	1	7,20	4,71	5,72	6,98	4,90	5,90
		2	7,85	10,76	11,51	6,24	11,31	9,53
Tatuí	1267,25	1	4,74	7,07	7,88	4,46	8,32	6,49
		2	9,44	8,09	10,00	9,33	8,97	9,17

(\*) Estimativa da área total por folíolo, em mm<sup>2</sup> (Média de 40 folíolos), calculada pela equação:

$$St = 1/2 \text{ comprimento do folíolo (mm)} \times 1/2 \text{ largura do folíolo (mm)} \times 3,1416.$$

(\*\*) I = Índice de infecção = Si/St x 100.

Quadro XXVIII- Dados de índice de infecção apresentados no Quadro XXVII, transformados em  $\text{arc sen } \sqrt{I\%}$ .

CULTIVARES	CONC. DO INÓCULO	R E P E T I Ç Õ E S					MÉDIA
		I	II	III	IV	V	
SO.905	1	12,47	16,27	9,19	11,67	13,79	12,68
	2	14,70	13,87	14,07	13,30	12,21	13,63
SO.908	1	17,52	16,09	17,61	18,62	16,83	17,33
	2	23,22	21,95	20,82	19,80	18,32	20,82
SO.909	1	2,14	1,15	1,62	1,28	2,36	1,71
	2	1,52	1,40	1,52	2,92	1,62	1,80
SO.911	1	1,28	2,22	2,14	1,98	1,62	1,85
	2	1,62	1,90	1,72	2,56	1,98	1,96
Tatu	1	15,56	12,53	13,84	15,32	12,79	14,01
	2	16,27	19,15	19,83	14,47	19,65	17,87
Tatuí	1	12,57	15,42	16,30	12,19	16,76	14,65
	2	17,89	16,52	18,43	17,78	17,43	17,61



Quadro XXIX - Análise da variância dos dados do Quadro XXVIII.

Causas da Variação	GL	SQ	QM	F
Cultivares (C)	5	2882,56	576,51	267,65 **
Conc. do inóculo (I)	1	54,74	54,74	25,41 **
Interação (C x I)	5	37,29	7,46	3,46 **
-----				
(Tratamentos)	(11)	(2974,59)		
Resíduo	48	103,39	2,15	
Total	59	3077,98		

CV = 12,96%

 $\bar{m} = 11,326$ 

DMS Tukey 1% = 2,35 (para médias dos cultivares)

DMS Tukey 1% = 3,32 (para médias dos cultivares dentro de cada conc. do inóculo)

(\*\*) = significativo a 1% de probabilidade.

Quadro XXX - Comparação entre as médias das concentrações do inóculo de *C. personata*, dentro de cada cultivar, dos dados apresentados no Quadro XXVIII.

CULTIVARES	Concentrações do Inóculo (*)	
	1	2
SO.905	12,68 a	13,63 a
SO.908	17,33 a	20,82 b
SO.909	1,71 a	1,80 a
SO.911	1,85 a	1,96 a
Tatu	14,01 a	17,87 b
Tatuí	14,65 a	17,61 b

(\*) As médias das concentrações do inóculo, dentro de cada cultivar, seguidas por letras iguais, não diferem entre si, ao nível de 1% de probabilidade (DMS Tukey 1% = 2,49).

Quadro XXXI - Reações de seis cultivares de *Arachis hypogaea* L. a duas concentrações de inóculo de *C.arachidicola*, em folhas destacadas (Avaliação pelo número médio de lesões por folíolo).

CULTIVARES	CONC. DO INÓCULO (*)	R E P E T I Ç Õ E S (**)					MÉDIA
		I	II	III	IV	V	
SO.905	1	2,00	4,50	3,00	2,50	4,00	3,20
	2	6,25	8,00	3,50	6,25	9,50	6,70
SO.908	1	3,50	3,00	2,75	3,00	2,00	2,85
	2	7,75	3,50	6,25	4,50	5,50	5,50
SO.909	1	9,00	7,25	6,50	4,00	5,50	6,45
	2	13,50	17,75	15,75	18,00	12,25	15,45
SO.911	1	6,00	9,75	5,50	5,75	6,75	6,75
	2	13,25	16,75	16,75	18,25	15,25	16,05
Tatu	1	9,75	7,00	6,00	11,00	11,00	8,95
	2	18,50	19,25	15,75	14,00	19,25	17,35
Tatuí	1	10,00	9,75	6,00	7,75	9,25	8,55
	2	18,50	14,75	17,25	16,00	12,00	15,70

(\*) Concentração do inóculo: (1) = 31.250 esporos/ml;

(2) = 63.330 esporos/ml.

(\*\*) Médias de 4 folíolos.

Quadro XXXII - Dados de número de lesões por folíolo apresentados no Quadro XXXI , transformados em  $\sqrt{x+0,5}$ .

CULTIVARES	CONC. DO INÓCULO	R E P E T I Ç Õ E S					MÉDIA
		I	II	III	IV	V	
SO.905	1	1,58	2,24	1,87	1,73	2,12	1,91
	2	2,60	2,91	2,00	2,60	3,16	2,65
SO.908	1	2,00	1,87	1,80	1,87	1,58	1,82
	2	2,87	2,00	2,60	2,24	2,45	2,43
SO.909	1	3,08	2,78	2,65	2,12	2,45	2,62
	2	3,74	4,27	4,03	4,30	3,57	3,98
SO.911	1	2,55	3,20	2,45	2,50	2,69	2,68
	2	3,71	4,15	4,15	4,33	3,97	4,06
Tatu	1	3,20	2,74	2,55	3,39	3,39	3,05
	2	4,36	4,44	4,03	3,81	4,44	4,22
Tatuí	1	3,24	3,20	2,55	2,87	3,12	3,00
	2	4,36	3,90	4,21	4,06	3,54	4,01

Quadro XXXIII - Análise da variância dos dados do Quadro XXXII.

Causas da Variação	GL	SQ	QM	F
Cultivares (C)	5	21,54	4,31	43,41 **
Conc. do inóculo (I)	1	16,45	16,45	165,86 **
Interação (C x I)	5	1,28	0,26	2,58 ns
-----				
(Tratamentos)	(11)	(39,27)		
Resíduo	48	4,76	0,10	
Total	59	44,04		

CV = 10,37%

 $\bar{m} = 3,036$ 

DMS Tukey 1% = 0,50 (para médias dos cultivares)

DMS Tukey 1% = 0,22 (para médias das conc. do inóculo)

(n.s.) = não significativo

(\*\*) = significativo a 1% de probabilidade.

Quadro XXXIV - Reações de seis cultivares de *Arachis hypogaea* L. a duas concentrações de inóculo de *C.arachidicola*, em folhas destacadas (Avaliação pelo diâmetro médio das lesões, em mm).

CULTIVARES	CONC. DO INÓCULO	R E P E T I Ç Õ E S (*)					MÉDIA
		I	II	III	IV	V	
SO.905	1	2,54	2,45	2,50	2,15	2,41	2,41
	2	2,37	2,37	2,56	2,45	2,22	2,39
SO.908	1	2,36	2,36	2,41	2,40	2,52	2,41
	2	2,45	2,56	2,17	2,40	2,49	2,41
SO.909	1	2,11	2,37	2,15	2,36	2,22	2,24
	2	2,36	2,21	2,18	2,17	2,24	2,23
SO.911	1	2,19	2,39	2,22	2,10	2,41	2,26
	2	2,33	2,29	2,25	2,17	2,25	2,26
Tatu	1	3,37	3,45	3,57	3,37	3,12	3,38
	2	3,35	3,39	3,31	3,50	3,32	3,37
Tatuí	1	2,84	2,83	3,12	3,05	2,88	2,94
	2	2,85	2,81	3,10	2,81	3,12	2,94

(\*) Média da medição de 20 lesões por folha (exceto para folhas com número de lesões inferior a vinte, onde todas as lesões foram medidas).

Quadro XXXV - Análise da variância dos dados do Quadro XXXIV.

Causas da Variação	GL	SQ	QM	F	
Cultivares (C)	5	10,3870	2,0774	136,634	**
Conc. do inóculo (I)	1	0,0005	0,0005	0,032	ns
Interação (C x I)	5	0,0006	0,0001	0,008	ns
-----					
(Tratamentos)	(11)	(10,3881)			
Resíduo	48	0,7298	0,0152		
Total	59	11,1179			

CV = 4,73%

 $\bar{m} = 2,604$ 

DMS Tukey 1% = 0,20 (para médias dos cultivares)

(n.s.) = não significativo

(\*\*) = significativo a 1% de probabilidade.

Quadro XXXVI - Reações de seis cultivares de *Arachis hypogaea* L. a duas concentrações de inóculo de *C.arachidicola*, em folhas destacadas (Avaliação pela área infectada por folíolo, em mm<sup>2</sup>).

CULTIVARES	CONC. DO INÓCULO	R E P E T I Ç Õ E S (*)					MÉDIA
		I	II	III	IV	V	
SO.905	1	10,13	21,21	14,73	9,08	18,25	14,68
	2	27,57	35,29	18,01	29,46	36,77	29,42
SO.908	1	15,31	13,12	12,54	13,57	9,97	12,90
	2	36,54	18,01	23,11	20,36	26,78	24,96
SO.909	1	31,47	31,98	23,60	17,50	21,29	25,17
	2	59,05	68,09	58,79	66,57	48,27	60,15
SO.911	1	22,60	43,74	21,29	19,92	30,79	27,67
	2	56,50	68,99	66,60	67,49	60,63	64,04
Tatu	1	86,97	65,44	60,06	98,12	84,10	78,94
	2	163,06	173,75	153,53	134,70	166,65	154,74
Tatuí	1	63,35	61,33	45,87	56,62	60,26	57,49
		118,02	91,47	130,20	99,22	91,74	106,13

(\*) Calculada pela equação:

$$Si = \text{Área infectada/folíolo} = n^{\circ} \text{ de lesões/folíolo} \times$$

$$\times \frac{(\text{diâmetro das lesões})^2}{2} \times 3,1416.$$

2

Quadro XXXVII - Dados de área infectada por folíolo apresentados no Quadro XXXVI, transformados em  $\sqrt{Si+0,5}$ .

CULTIVARES	CONC. DO INÓCULO	R E P E T I Ç Õ E S					MÉDIA
		I	II	III	IV	V	
SO.905	1	3,26	4,66	3,90	3,09	4,33	3,85
	2	5,30	5,98	4,30	5,47	6,10	5,43
SO.908	1	3,98	3,69	3,61	3,75	3,24	3,64
	2	6,09	4,30	4,86	4,57	5,22	5,01
SO.909	1	5,65	5,70	4,91	4,24	4,67	5,03
	2	7,72	8,28	7,70	8,19	6,98	7,77
SO.911	1	4,81	6,65	4,67	4,52	5,59	5,25
	2	7,55	8,34	8,19	8,25	7,82	8,03
Tatu	1	9,35	8,12	7,78	9,93	9,20	8,88
	2	12,79	13,20	11,66	11,63	12,93	12,44
Tatuí	1	7,99	7,86	6,81	7,56	7,79	7,60
	2	10,87	9,59	11,43	9,99	9,60	10,30



Quadro XXXVIII - Análise da variância dos dados do Quadro XXXVII.

Causas da Variação	GL	SQ	QM	F
Cultivares (C)	5	303,46	60,69	136,61 **
Conc. do inóculo (I)	1	90,26	90,26	203,15 **
Interação (C x I)	5	8,63	1,73	3,89 **
-----				
(Tratamentos)	(11)	(402,35)		
Resíduo	48	21,33	0,44	
Total	59	423,68		

CV = 9,61%

 $\bar{m} = 6,937$ 

DMS Tukey 1% = 1,07 (para médias dos cultivares)

DMS Tukey 1% = 1,13 (para médias das conc. do inóculo dentro de cada cultivar)

(\*\*) = significativo a 1% de probabilidade.

Quadro XXXIX - Comparação entre as médias dos cultivares dentro de cada concentração do inóculo de *C.arachidicola*, dos dados apresentados no Quadro XXXVII.

CULTIVARES	Concentrações do Inóculo (*)	
	1	2
SO.905	3,85 ab	5,43 a
SO.908	3,64 a	5,01 a
SO.909	5,03 ab	7,77 b
SO.911	5,25 b	8,03 b
Tatu	8,88 c	12,44 d
Tatuí	7,60 c	10,30 c

(\*) As médias dos cultivares, dentro de cada concentração, seguidas por letras iguais, não diferem entre si, ao nível de 1% de probabilidade (DMS Tukey 1% = 1,51).

Quadro XL - Reações de seis cultivares de *Arachis hypogaea* L. a duas concentrações de inóculo de *C.arachidicola*, em folhas destacadas (Avaliação pelo índice de infecção).

CULTIV.	St (*)	CONC. INOC.	R E P E T I Ç Õ E S (**)					MÉDIA
			I	II	III	IV	V	
SO.905	744,56	1	1,36	2,85	1,98	1,22	2,45	1,97
		2	3,70	4,74	2,42	3,96	4,94	3,95
SO.908	859,10	1	1,78	1,53	1,46	1,58	1,16	1,50
		2	4,25	2,10	2,69	2,37	3,12	2,91
SO.909	1280,74	1	2,46	2,50	1,84	1,37	1,66	1,97
		2	4,61	5,32	4,59	5,20	3,77	4,70
SO.911	1279,59	1	1,77	3,42	1,66	1,56	2,41	2,16
		2	4,41	5,39	5,20	5,27	4,74	5,00
Tatu	1294,76	1	6,72	5,05	4,64	7,58	6,49	6,10
		2	12,59	13,42	10,47	10,40	12,87	11,95
Tatuí	1262,38	1	5,02	4,86	3,63	4,48	4,77	4,55
		2	9,35	7,25	10,31	7,86	7,27	8,41

(\*) Estimativa da área total por folíolo, em  $\text{mm}^2$  (Média de 40 folíolos), calculada pela equação:

$$\text{St} = 1/2 \text{ comprimento do folíolo (mm)} \times 1/2 \text{ largura do folíolo (mm)} \times 3,1416.$$

(\*\*) I = Índice de infecção =  $\text{Si}/\text{St} \times 100$ .

Quadro XLI - Dados de índice de infecção apresentados no Quadro XL transformados em  $\text{arc sen} \sqrt{I\%}$ .

CULTIVARES	CONC. DO INÓCULO	R E P E T I Ç Õ E S					MÉDIA
		I	II	III	IV	V	
SO.905	1	6,70	9,72	8,09	6,34	9,00	7,97
	2	11,09	12,57	8,95	11,48	12,84	11,39
SO.908	1	7,67	7,10	6,94	7,22	6,18	7,02
	2	11,90	8,33	9,44	8,86	10,17	9,74
SO.909	1	9,02	9,10	7,80	6,72	7,40	8,01
	2	12,40	13,33	12,37	13,18	11,20	12,50
SO.911	1	7,64	10,66	7,40	7,17	8,93	8,36
	2	12,12	13,42	13,18	13,27	12,57	12,91
Tatu	1	15,02	12,99	12,44	15,98	14,76	14,24
	2	20,78	21,49	18,88	18,81	21,02	20,20
Tatuí	1	12,95	12,74	10,98	12,22	12,61	12,30
	2	17,80	15,62	18,73	16,28	15,64	16,81

Quadro XLII - Análise da variância dos dados do Quadro XLI.

Causas da Variação	GL	SQ	QM	F	
Cultivares (C)	5	568,88	113,78	79,24	**
Conc. do inóculo (I)	1	274,05	274,05	190,87	**
Interação (C x I)	5	15,43	3,09	2,15	ns
-----					
(Tratamentos)	(11)	(858,36)			
Resíduo	48	68,92	1,44		
Total	59	927,28			

CV = 10,17%

$\bar{m}$  = 11,787

DMS Tukey 1% = 1,92 (para médias dos cultivares)

DMS Tukey 1% = 0,83 (para médias das conc. do inóculo)

(n.s.) = não significativo

(\*\*) = significativo a 1% de probabilidade.