

Recomendações técnicas para elaboração de plano de contingência: *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae*



***Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia
Ministério da agricultura, Pecuária e Abastecimento***

DOCUMENTOS 365

Recomendações técnicas para elaboração de plano de contingência: *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae*

*Olinda Maria Martins
Marcelo Broilo Paganella
Sérgio Eustáquio de Noronha*

***Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia
Brasília, DF
2019***

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia

Parque Estação Biológica
PqEB, Av. W5 Norte (final)
70970-717, Brasília, DF
Fone: +55 (61) 3448-4700
Fax: +55 (61) 3340-3624
www.embrapa.br
www.embrapa.br/fale-conosco/sac

Comitê Local de Publicações
da Unidade Responsável

Presidente
Marília Lobo Burle

Secretário-Executivo
Ana Flávia do N. Dias Côrtes

Membros
*Antonieta Nassif Salomão; Bianca Damiani
Marques Silva; Diva Maria Alencar Dusi;
Francisco Guilherme V. Schmidt; João Batista
Tavares da Silva; João Batista Teixeira;
Maria Cléria Valadares Inglis; Rosameres
Rocha Galvão; Tânia da Silveira Agostini Costa*

Supervisão editorial
Ana Flávia do N. Dias Côrtes

Revisão de texto
João Batista Teixeira

Normalização bibliográfica
Ana Flávia do N. Dias Côrtes

Tratamento das ilustrações
Adilson Werneck

Projeto gráfico da coleção
Carlos Eduardo Felice Barbeiro

Editoração eletrônica
Adilson Werneck

Foto da capa
Olinda Maria Martins

1ª edição
1ª impressão (ano): tiragem

Todos os direitos reservados.

A reprodução não autorizada desta publicação, no todo ou em parte,
constitui violação dos direitos autorais (Lei nº 9.610).

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia

Martins, Olinda Maria.

Recomendações técnicas para a elaboração de plano de contingência:
Xanthomonas oryzae pv. *oryzae* / Olinda Maria Martins, Marcelo Broilo Paganella,
Sérgio Eustáquio de Noronha. – Brasília - DF : Embrapa Recursos Genéticos e
Biotecnologia, 2018.

47 p. : il. color. - (Documentos / Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia,
ISSN 0102-0110 ; 365).

Sistema requerido: Adobe Acrobat Reader.

Modo de acesso: World Wide Web:

1. Bactérias quarentenárias. 2. Pragas quarentenárias ausentes. 3. Queima
bacteriana. I. Martins, Olinda Maria. II. Paganella, Marcelo Broilo. III. Noronha, Sér-
gio Eustáquio de. IV. Série. V. Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia.

CDD (21. ed.) 577.55

Ana Flávia do N. Dias Côrtes (1/1999)

© Embrapa, 2019

Autores

Olinda Maria Martins

Agrônoma, PhD. em Fitopatologia, pesquisadora da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia - Brasília – DF.

Marcelo Broilo Paganella

Agrônomo, mestre em Ciências Agrárias - Brasília – DF.

Sérgio Eustáquio de Noronha

Geógrafo, mestre em Geografia, analista da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia - Brasília – DF.

Apresentação

Dentre as bactérias quarentenárias do arroz que constam na lista de pragas regulamentadas do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) encontram-se *Burkholderia glumae*, *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzicola* e *X. oryzae* pv. *oryzae*. Esta última, agente causal da queima bacteriana e murcha “Kresek”, foi priorizada como uma das pragas quarentenárias ausentes mais relevante pelo Departamento de Sanidade Vegetal (DSV) e pela Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA). Este documento considerou a possibilidade de entrada, ou seja, o risco de introdução dessa bactéria, o seu estabelecimento, dispersão, vias de ingresso, sobrevivência ao tratamento pós-colheita e trânsito.

Considerando-se a probabilidade de introdução de *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* por meio de importações de arroz e o estabelecimento da mesma em algumas áreas de produção com elevados potenciais de perdas econômicas, faz-se necessário reforçar os serviços de inspeção e as medidas quarentenárias bem como a adoção de medidas fitossanitárias e métodos adequados de diagnose. Este documento traz recomendações técnicas para auxiliar na elaboração de um plano de contingência pelas autoridades competentes, para mitigar os riscos e prevenir a ocorrência da queima bacteriana do arroz no Brasil.

José Manuel Cabral de Sousa Dias
Chefe Geral

Sumário

Introdução	nº 9
Plano-alvo	nº 11
Objetivos.....	nº 12
Desenvolvimento do plano	nº 12
Coleta de informações da praga - ficha bionômica	nº 13
Pré-amostragem e diagnóstico.....	nº 19
Medidas legislativas adotadas pela Organização Nacional de Proteção Fitossanitária (ONPF)	nº 23
Aplicação do plano	nº 32
Considerações finais	nº 36
Referências	nº 36
Anexos	nº 44

Introdução

A queima bacteriana e o sintoma de murcha denominado kressek do arroz (*Oryza sativa* L.) são causados por *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae*. A doença foi observada no Japão em 1884 e, atualmente, é considerada uma das principais pragas da cultura (Eppo, 2007; Ou, 1973). Na Índia, desde os primeiros relatos oficiais por Bhapkar et al. (1960) e Srinivasan et al. (1959), a bactéria tem se disseminado pela Ásia tropical e por muitos países produtores e vem causando sérios prejuízos especialmente em arrozais irrigados ou de várzeas, que favorecem a doença (Rao et al., 2002). A bactéria é reconhecida como modelo ideal para estudos da interação entre patógeno e hospedeira, diferenciação de raças e evolução como fitopatógeno (Ochiai et al., 2005). O genoma de *X. oryzae* pv. *oryzae* foi sequenciado e apresenta 4.941.439 bp num único cromossoma circular, com 4637 ORFs, dos quais 72% apresentam funções definidas e genes associados à patogenicidade, codificadores da produção de exopolissacarídeos e de enzimas degradantes da parede celular da hospedeira. O genoma apresenta importantes informações moleculares para o avanço de estudos de interações da bactéria com gramíneas e ferramenta para o avanço na diagnose de doenças bacterianas do arroz (Lang et al., 2010; Lee et al., 2005).

Segundo Mizukami; Wakimoto (1969), os sintomas causados por *X. oryzae* pv. *oryzae* caracterizam-se por pequenas manchas aquosas nas margens das folhas, que aumentam de tamanho e se tornam amareladas gradativamente. A bactéria causa infecção sistêmica e, em caso de infecção na fase inicial da cultura, os sintomas surgem três ou quatro semanas após o transplântio e podem se espalhar pela parte aérea ou ao longo das nervuras ou, ainda, causar murcha. Na superfície das lesões pode ocorrer a formação de gotas típicas da exsudação de pus bacteriano, as quais desempenham importante função na dispersão da bactéria. Além de *X. oryzae* pv. *oryzae*, destaca-se uma outra patovar, *oryzicola*, transmitida por sementes e causadora de estrias ao longo das folhas (Eppo, 2007; Fang et al., 1957; Lang et al., 2010). A patovar *oryzae* distribui-se pelos climas tropicais e temperados da Ásia, América, África e Austrália e *oryzicola*, pelos climas tropicais da Ásia (Swings et al., 1990), onde foram verificadas perdas de 10 a 50% (Mew, 1992). No Japão, de 300.000 a 400.000 ha por ano foram atingidos pela doença na década de 1980 (Ou, 1985). Nos trópicos, a doença tem causado elevadas perdas na Indonésia, Filipinas e 60% na Índia (Srivastava, 1967). A variabilidade na virulência de *X. oryzae* pv. *oryzae* e a diferenciação em várias raças foram relatadas no Japão e Filipinas (Mew, 1992). Segundo Ochiai et al. (2005), mais de 30 raças diferindo em virulência já foram relatadas.

A utilização de resistência da hospedeira tem sido a forma mais efetiva de controle da doença. No entanto, a instabilidade na resistência foi

verificada em muitos casos. Nas Filipinas, no início dos anos 70, cultivares portadoras do gene X4 para resistência à queima bacteriana tornaram-se suscetíveis à raça predominante de *X. oryzae* pv. *oryzae* no decorrer de cinco anos (Mew et al., 1992). Leach et al. (1995), em estudos sobre diversidade e estrutura desse patótipo, verificaram sub-populações em várias escalas entre países, em diferentes agro-ecossistemas e dentro e entre propriedades agrícolas. Estes dados indicam a importância do conhecimento da evolução da bactéria para o estabelecimento de estratégias de manejo da doença.

No Japão, os sistemas de alerta têm apresentado inconsistência devido à influência das mudanças climáticas, principalmente, sobre o crescimento da bactéria (Ou, 1985).

Práticas culturais devem ser adotadas para evitar a entrada da praga e desenvolvimento da doença. Normalmente, plântulas de arroz cultivadas em tabuleiros irrigados, inundados ou de várzeas apresentam maior risco de infecção pela bactéria do que plântulas cultivadas em terra firme ou sequeiro (Mizukami; Wakimoto, 1969). Ressalta-se, ainda, a ineficiência do uso de antibióticos durante as fases do ciclo do arroz e o impacto negativo que estes teriam em quaisquer sistemas de produção sobre a saúde humana, animal e no meio ambiente.

A magnitude da importância da produção, produtividade, extensão de áreas cultivadas de arroz no Brasil e exportação encontram-se nos anexos 3, 4, 5 e 6 (Brasil, 2019b; Conab, 2018).

As importações brasileiras de arroz com casca para utilização como sementes para plantio e consumo são provenientes dos países do Cone Sul e dos Estados Unidos (Anexos 1 e 2) (Brasil, 2019b). Vale ressaltar, que nos Estados Unidos existem relatos da bactéria (Cabi, 2018; Janse, 2005; Jones et al., 1989). No entanto, a bactéria foi classificada como *X. oryzae* com base em testes sorológicos e perfil de ácidos graxos. Além de apresentarem baixa virulência, perfis de DNA indicaram tratar-se de estirpes geneticamente distintas de *X. oryzae* pv. *oryzae* e *oryzicola* (Ryba-White et al., 1995). Ressaltam-se, ainda, as importações de germoplasma de arroz via intercâmbio e quarantena para atender o Sistema Nacional de Pesquisa.

Xanthomonas oryzae pv. *oryzae* encontra-se na lista de pragas quarantenárias da Instrução Normativa nº 39, de 1º de outubro de 2018 (Brasil, 2018) e na lista de pragas ausentes priorizadas (Fidelis et al., 2018; Brasil, 2019). A priorização desta patovar deveu-se ao alto risco que a bactéria apresenta para o setor produtivo do arroz, exigindo medidas de prevenção para evitar a introdução e o estabelecimento da praga. Este documento tem por objetivo subsidiar tecnicamente a elaboração de um plano de contingência para *X. oryzae* pv. *oryzae*.

Cultivo do arroz

As espécies cultivadas do gênero *Oryza* são: *O. sativa* L. de origem asiática e *O. glaberrima* Steudel, africana. Das subespécies de *O. sativa*, as seguintes são consideradas importantes: indica, que é típica de áreas tropicais, com porte vigoroso e de grão firme e *O. japonica*, de áreas temperadas com rendimento elevado e grãos mais macios para a cocção (Webster, 2018a).

Oryza sativa L. é uma gramínea diplóide (24 cromossomos) tipicamente anual. No entanto, em regiões tropicais sob condições climáticas favoráveis, pode ser perene. Segundo Webster (2018b), o cultivo do arroz ocorre, geralmente, em ambientes aquáticos ou semi-aquáticos aerados. O cultivo do arroz em solos inundados é possível devido a um sistema interno de aeração que permite a difusão do oxigênio dos estômatos das folhas para o tecido meristemático das raízes, além da capacidade de respirar anaerobicamente durante algum período do seu ciclo de crescimento (Webster, 2018b).

De acordo com o regime de águas, o arroz pode ser cultivado em terra firme ou sequeiro, tabuleiros irrigados, várzeas ou tabuleiros inundados pelas chuvas ou, ainda, flutuantes em elevadas lâminas de água (Datta, 1981).

Cultivado em 150 milhões de hectares e com uma produção de 600 milhões de toneladas, o arroz é um dos cereais mais consumidos (Azambuja et al., 2004). Segundo estes autores, a Ásia ocupa a primeira posição em consumo e produção mundiais e a América do Sul, a segunda em produção e a terceira em consumo.

O Brasil apresenta destaque na produção de arroz, com mais de 11 milhões de toneladas (Anexos 4, 5 e 6) cultivadas em sistemas irrigados ou de várzea, em terra firme ou sequeiro (Azambuja et al., 2004; Conab, 2018). O sistema de produção de arroz irrigado ou de várzea é adotado na Região Sul do Brasil, onde se verifica 68% da produção nacional, com o destaque para o Rio Grande do Sul como o maior produtor (Azambuja et al., 2004; Conab, 2018). O arroz de sequeiro predomina, principalmente, no Sudeste e Centro-Oeste do Brasil (Conab, 2018).

Plano-alvo

Este documento de recomendações técnicas para a elaboração de um plano de contingência foi organizado devido a *X. oryzae* pv. *oryzae* ser uma praga quarentenária e constar na Instrução Normativa nº 39, de 1º de outubro de 2018 (Brasil, 2018) e na lista de pragas ausentes priorizadas com

elevado risco para a produção arrozeira nacional (Fidelis et al., 2018; Brasil, 2019). Este documento fornece informações técnicas e subsídios que podem ser utilizados na delegação de responsabilidades no âmbito da legislação oficial da Organização Nacional de Proteção Fitossanitária (ONPF).

Objetivos

- 1) Subsidiar tecnicamente programas governamentais integrados de planejamento, avaliação e de mitigação de risco e de implementação de ações para erradicação, contenção ou supressão de *X. oryzae* pv. *oryzae*, categorizada como de risco alto para os sistemas produtivos de arroz e para o meio ambiente adjacente às áreas de produção desta commodity.
- 2) Se a praga for introduzida, sugerir uma maneira de integrar a justificativa técnica e ação administrativa no âmbito da autoridade oficial de modo a envolver toda a cadeia produtiva que pode ser afetada pela praga.
- 3) Sugerir meios de redução de riscos se a praga quarentenária, *X. oryzae* pv. *oryzae*, for introduzida em áreas de produção arrozeira no Brasil.
- 4) Sugerir medidas de erradicação e contenção da queima bacteriana do arroz, caso a praga venha a ser interceptada no Brasil.
- 5) Sugerir ações emergenciais quando da descoberta de um foco de infestação ou de um surto da praga.
- 6) Sugerir métodos que permitam, caso a praga seja introduzida em uma determinada área, que a mesma possa ser erradicada.

Desenvolvimento do plano

A possibilidade de entrada de *X. oryzae* pv. *oryzae*, se a mesma escapar do controle oficial ou for introduzida em uma nova área, torna necessária a disponibilização de informações técnicas sobre a praga e a avaliação de risco de modo a auxiliar no manejo de risco da mesma e, conseqüentemente, subsidiar a operacionalidade do plano de contingência. Foram considerados os seguintes critérios no desenvolvimento do plano: apresentar dados e sugerir métodos que possam facilitar a erradicação da praga em uma determinada área, caso a mesma seja introduzida.

Coleta de informações da praga ficha bionômica

Posição taxonômica (Cabi, 2018)

Domínio: Bacteria (Gracilicutes)

Filo: Proteobacteria Stackebrandt et al., 1986

Classe: Gammaproteobacteria

Ordem: Xanthomonadales

Família: Xanthomonadaceae

Gênero: *Xanthomonas*

Espécie: *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* (Ishiyama, 1922) Swings et al., 1990

Sinonímias (Bradbury, 1986; Eppo, 1990, 2017)

Bacillus Hori e Bokuri

Pseudomonas Ishiyama 1922

Xanthomonas itoana (Tachinai) Dowson

Bacterium oryzae (Ishiyama) Elliot 1930

Phytomonas oryzae (Ishiyama) Magrou 1937

Xanthomonas oryzae (Ishiyama) Dowson 1943

Xanthomonas kresek Schure 1953

Xanthomonas campestris pv. *oryzae* (Ishiyama) Dye 1978

Xanthomonas translucens f. sp. *oryzae* Jones et al.; Dowson; Ishiyama; Por-desimo

Nomes vulgares (Cabi, 2018)

Bacterial leaf blight; Kresek disease; BLB, Rice leaf blight (Inglês)

Maladie bactérienne des feuilles du riz (Francês)

Bakterielle Weissfleckenkrankheit; Bakterieller Blattbrand (Alemão)

Enfermedad bacteriana de las hojas del arroz (Espanhol)

Origem e Distribuição geográfica

Xanthomonas oryzae pv. *oryzae* é uma bactéria muito importante para a cultura do arroz, principalmente, nos países asiáticos. A queima das folhas foi primeiramente observada em 1884 em várias localidades do sul do Japão (Mizukami; Wakimoto, 1969; Ou, 1973, 1985). Atualmente, a bactéria apresenta-se distribuída nos seguintes países (Cabi, 2018; Eppo, 2017)

(Figura 1):

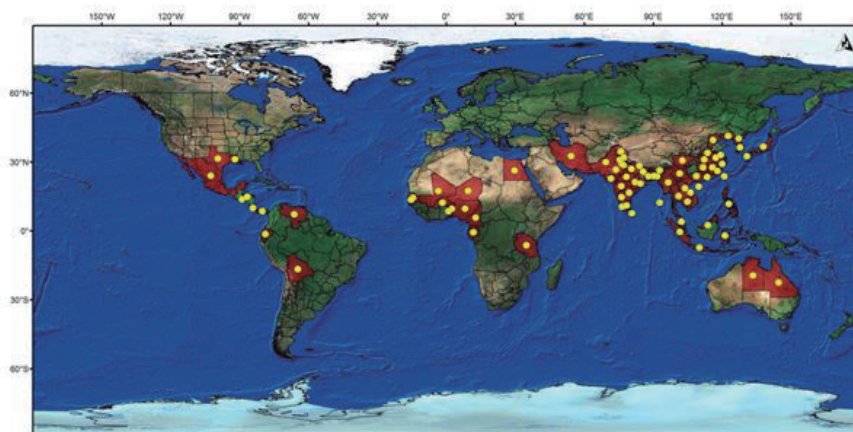


Figura 1. Distribuição geográfica de *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae*, causadora da queima bacteriana do arroz. **África:** Benin, Burkina Faso, Camarões, Egito, Gabão, Gâmbia, Mali, Niger, Nigéria, Senegal, Tanzânia, Togo; **América Central:** Costa Rica, El Salvador, Honduras, Panamá; **América do Sul:** Bolívia, Equador, Venezuela; **América do Norte:** México, *Estados Unidos (Louisiana, Texas); **Ásia:** Bangladesh, Camboja, China, Coreia do Norte, Coreia do Sul, Filipinas, Índia, Indonésia, Irã, Japão, Laos, Malásia, Mianmar, Nepal, Paquistão, Sri Lanka, Taiwan, Tailândia, Vietnã; **Oceania:** Austrália (Cabi, 2018; Eppo, 2017).

*Ressalta-se que a bactéria foi relatada nos Estados Unidos por Jones et al. (1989). Entretanto, estudos posteriores indicaram que as estirpes são geneticamente distintas de *X. oryzae* pv. *oryzae* e *oryzicola* (Ryba-White et al., 1995).

Situação no Brasil

Xanthomonas oryzae pv. *oryzae* é uma praga quarentenária ausente (PQA) (Brasil, 2018). Por meio de estudos do Analytic Hierarchy Process (AHP) de SAATY (2013), o Programa Nacional de Prevenção e Vigilância de Pragas Quarentenárias Ausentes (PNPV-PQA) inseriu *X. oryzae* pv. *oryzae* no grupo das 20 pragas priorizadas (Fidelis et al., 2018; Brasil, 2019).

Plantas hospedeiras

As plantas infestantes hospedeiras de *X. oryzae* pv. *oryzae* foram detectadas por meio de inoculação artificial (Goto et al., 1953). Posteriormente, espécies infestantes foram encontradas infectadas naturalmente. Dentre elas, destaca-se *Leersia sayanuka* Ohwi, importante hospedeira e responsável pela sobrevivência da bactéria de uma estação para outra (Ou, 1985). *Oryza sativa* L. e outras espécies selvagens são hospedeiras de grande importância econômica (Cabi, 2018; Eppo, 2017; Janse, 2005) (Tabela 1).

Tabela 1. Espécies de gramíneas hospedeiras de *Xanthomonas* pv.

Gênero/Espécie	Autor
<i>Cenchrus ciliaris</i> L.	Janse, 2005; Cabi, 2018
<i>Cynodon dactylum</i> (L.) Pers.	Janse, 2005; Cabi, 2018
<i>Cyperus difformis</i> L.	Bradbury, 1986; Cabi, 2018; Chattopadhyay; Mukherjee, 1968; Janse, 2005
<i>C. rotundus</i> L.	Bradbury, 1986; Cabi, 2018 Chattopadhyay; Mukherjee, 1968; Janse, 2005
<i>Echinochloa crus-galli</i> (L.) Beauv.	Cabi, 2018; Janse, 2005;
<i>Leersia</i> spp.	Bradbury, 1986; Cabi, 2018; Eppo, 2017; Janse, 2005
<i>Leptochloa</i> spp.	Bradbury, 1986; Cabi, 2018; Eppo, 2017; Janse, 2005
<i>Oryza</i> spp. (selvagem)	Bradbury, 1986; Cabi, 2018; Eppo, 2017; Janse, 2005
<i>Oryza sativa</i> L.	Bradbury, 1986; Cabi, 2018; Eppo, 2017; Janse, 2005
<i>Paspalum scrobiculatum</i> L.	Bradbury, 1986; Cabi, 2018; Eppo, 2017; Janse, 2005
<i>Phalaris arundinacea</i> L.	Bradbury, 1986
<i>Phragmites communis</i> Trin.	Bradbury, 1986
<i>Zizania</i> spp. (arroz selvagem)	Janse, 2005; Tagami; Mizukami, 1962
<i>Zoysia</i> spp.	Cabi, 2018; Eppo, 2017; Janse, 2005

Expressão econômica

É a doença mais importante do arroz na Ásia. Em 1954, o Japão registrou perdas entre 22 e 110.000 toneladas e 300.000 a 400.000 ha foram afetados anualmente pela doença, com perdas de mais de 50% da produção (Ou, 1985). Nas Filipinas, verificaram-se perdas de 22, 5% em estação chuvosa, 7,2% da produção de arroz suscetível em estação seca e perdas representativas foram verificadas para cultivares resistentes de arroz (Exconde, 1973). Em alguns estados da Índia, houve relatos de perda de mais de 60% da produção (Ou, 1973).

Dispersão

Segundo Mew et al. (1989), a doença é transmitida por sementes. Entretanto, não foi possível determinar a capacidade de *X. oryzae* pv. *oryzae* sobreviver em sementes e infectar a próxima geração de plântulas de arroz. Constatou-se que sementes são importantes fontes de infestação para o solo (Eppo, 1990). Reddy (1972) afirmou que a bactéria sobrevive de 7 a 8 meses em sementes, mas somente de 3 a 4 meses na palha e matéria orgânica. Deve-se levar em consideração que a bactéria afeta outras gramíneas, Poaceae, que são hospedeiras naturais (Tabela 1) e que, quando infectadas, podem se tornar importantes fontes de dispersão da bactéria. Durante o ciclo da cultura, a água desempenha importante papel na sua dispersão (Janse, 2005). Fontes de inóculo potenciais incluem material infectado para plantio, plantas voluntárias de arroz, palha de arroz infectada e plantas daninhas (Devadath; Dath, 1985; Eppo, 1990).

Pessoas que trabalham diretamente com a cultura, como lavradores, operadores de máquinas e beneficiadores, podem atuar como agentes de dispersão da bactéria, a qual pode ainda estar aderida a partículas de solo e serem transportadas por meio de botas, luvas ou vestuários.

Sintomas

Os sintomas conhecidos são “kresek” ou murcha e queima das folhas (Mew, 1993). O sintoma conhecido como “kresek” ocorre em transplantes, principalmente, quando as pontas das folhas são cortadas sem a devida prática de assepsia e ocorre em decorrência do dessecamento das folhas, que murcham, amarelecem até a morte da planta (Janse, 2005). A doença é sistêmica e ocorre particularmente com a interação de isolados virulentos e cultivares suscetíveis, verificando-se o bloqueio do sistema vascular pelas células bacterianas e acúmulo de polissacarídeos celulares (Agarwal et al., 1989; Cabi, 2018; Eppo, 1990). A murcha “Kresek” está associada a chuvas

fortes tropicais que disseminam o patógeno e também a ferimentos nas plantas (Agarwal et al, 1989; Cabi, 2018; Eppo, 1990). Este sintoma é comumente encontrado em países tropicais (Ou, 1985).

A queima pode ocorrer, inicialmente, em folhas jovens, que apresentam coloração verde pálido ou acinzentado, de aparência encharcada próximo às pontas e margens das folhas. Estas lesões aumentam em comprimento e largura, coalescem e se tornam amareladas com margens onduladas tanto de um ou ambos os lados da folha. Toda a folha pode ser afetada e as lesões tornam-se gradualmente com uma coloração cinza esverdeada ou cor palha. Em estágios avançados, as lesões tornam-se cloróticas com margens esbranquiçadas seguida de morte da planta. A bainha foliar e o colmo de cultivares suscetíveis também podem ser afetados (Eppo, 2007; Mew, 1993; Ou, 1985).

As folhas apresentam estrias longitudinais com aparência translúcida e aquosa de coloração verde escura, que aumentam longitudinalmente e podem produzir manchas. Em partes afetadas da planta, pode ocorrer exsudação de pus bacteriano de coloração marrom-amarelada e, à medida que as folhas secam, há produção de pequenas gotas ressequidas de pus (Grist, 1975). A exsudação pode ser observada nas margens das folhas mesmo sem apresentar lesões visíveis, principalmente no período da manhã (Mew, 1993). Eventualmente, toda a folha pode tornar-se esbranquiçada ou cinzenta e morrer. Em plantas mais velhas, as folhas apresentam coloração amarelo pálido (Agarwal et al., 1989).

Em outras hospedeiras, como *Leersia* spp., lesões descoloridas e de aparência aquosa aparecem primeiro nas margens das folhas, se estendem ao longo dos vasos e formam estrias ou, então, lesões largas nas margens, de coloração alaranjada, vermelha, cinza ou marrom na parte central das lesões. Em *Zizania latifolia*, outra hospedeira alternativa de *X. oryzae* pv. *oryzae*, as lesões têm início nas margens das folhas, as quais aumentam em comprimento e largura com a coloração amarelada e margens onduladas. Pontuações amarelas eventualmente aparecem ao longo dos vasos adjacentes da lesão principal da folha e aumentam rapidamente de tamanho (Mew, 1993).

Ecologia e sobrevivência

Xanthomonas oryzae pv. *oryzae* sobrevive inicialmente em restos culturais do arroz e em plantas infestantes, principalmente, *Leersia oryzoides* (L.) Sw., *Zizania latifolia* (Griesb.) Turcz. ex Stapf., *Leptochloa chinensis* (L.) Nees, *L. panicea* (Retz.) Ohwi e *Cyperus rotundus* L. (Tabela 1). Na Austrália, a bactéria foi detectada também em espécies selvagens de arroz, *Oryza rufipogon* Griff. e *O. australiensis* Domin. (Mew, 1992). A bactéria

pode sobreviver por curto período de tempo em sementes infectadas e no solo. Porém, o tempo de sobrevivência nestas fontes de inóculo ainda não foi totalmente elucidado. Segundo Reddy (1972), a bactéria pode sobreviver de 7 a 8 meses em sementes, mas apenas 3 a 4 meses na casca e restos culturais. Na semente, a bactéria é geralmente encontrada nas glumas e, ocasionalmente, dentro do endosperma de sementes coletadas de plantas infectadas (Agarwal et al., 1989; Mizukami; Wakimoto, 1969). Kauffman; Reddy (1975) relataram que a bactéria não pôde ser detectada em sementes armazenadas por dois meses, mesmo quando coletadas de glumas bastante infectadas. Acredita-se, neste caso, que bacteriófagos têm papel importante na redução da população da bactéria. Em países tropicais, a sobrevivência ocorre, ainda, na água de irrigação (Mew, 1992). Segundo Ou (1973), a bactéria pode sobreviver na ausência de plantas de arroz e infectar algumas gramíneas que servem de hospedeiras alternativas, além de formar micro-colônias na rizosfera de gramíneas não hospedeiras. Temperaturas elevadas favorecem o desenvolvimento da doença. Dados experimentais indicaram que os sintomas da murcha "Kressek" surgiram dentro de 10 dias a 30° C e que nenhum sintoma foi observado depois de 40 dias a 20°C. Observou-se, ainda, que a incidência da doença aumentou com a deficiência de potássio ou com o aumento de magnésio ou excesso de nitrogênio. Umidade elevada, chuvas, temperaturas entre 25 e 30° C favorecem a queima foliar do arroz, bem como ventos fortes que causam injúrias nas plantas (Mew, 1992).

Fontes primárias de inóculo

Sementes infectadas podem dispersar a bactéria quando semeadas sob condições de alta umidade, com a manifestação da infecção em plântulas de arroz. As sementes podem conter inóculo suficiente para causar epidemias quando estão sob condições favoráveis (Agarwal et al., 1989). Segundo Durgapal (1985), plantas voluntárias de arroz podem atuar como fontes primárias de inóculo.

Dispersão

Sementes infectadas, água de irrigação ou de chuvas em lavouras infectadas e circunvizinhanças, partículas ressequidas de solo e aderidas em maquinários, veículos, implementos, equipamentos de proteção individual, ferramentas, facas, sacarias ou embalagens, folhas, restolhos, palhas de arroz e hospedeiras alternativas ou plantas voluntárias de arroz são considerados importantes dispersores da bactéria (Durgapal, 1985; Ou, 1985). Ressalta-se a importância que chuvas e água de irrigação têm na dispersão da bactéria planta a planta dentro da lavoura e circunvizinhanças (Mew, 1992).

Rota de infecção

A bactéria penetra pelos hidatódios e ferimentos nas folhas ou raízes. A penetração nos tecidos da planta pode ocorrer via estômatos, de onde alguma exsudação pela superfície foliar pode atingir a planta pelos hidatódios, como num ciclo (Eppo, 1990; 2007). Uma vez no sistema vascular, a bactéria multiplica-se e se espalha. A sua disseminação dá-se pelo vento e pela chuva, mas principalmente pelas inundações e água de irrigação (Dath; Devadath, 1983). A queima bacteriana caracteriza-se por lesões grandes que podem se estender ao longo da folha em forma de estrias. No entanto, sintomas podem ser caracterizados por lesões pequenas, que progridem lentamente e coalescem (Mundt et al., 1999).

Pré-amostragem e diagnóstico

Métodos de detecção e identificação

Isolamento em meios de cultura ou método microbiológico

Para o isolamento da bactéria, partes de tecidos foliares ou sementes foram desinfestadas superficialmente, maceradas em tampão PBS contendo Tween 20 (0,1 mL/Litro, pH 7,0) e as alíquotas transferidas para meios de cultura.

O extrato foi submetido à agitação por 2 h a 30° C a 130 rpm. Para isolamento direto da bactéria, 1,0 ml do extrato foi centrifugado para separar as partículas sólidas. Uma alíquota do sobrenadante foi diluída em série e distribuída sobre os meios de cultura Suwa (Ou, 1985) e WF-P (Karganilla et al., 1973) (Anexo 7). Uma alíquota de 1,0 mL foi centrifugada por 10 minutos a 13.000 rpm. O pellet foi lavado duas vezes com etanol a 70% e eluído em 50 µL de tampão Tris-HCl a 10 mM e EDTA a 1,0 mM. Alíquotas foram utilizadas para a PCR.

Para o enriquecimento da bactéria, 100 µL do extrato de sementes foram adicionados a 900 µL de caldo nutriente e agitados a 130 rpm por 24 h a 30° C. Alíquotas de 1,0 mL foram centrifugadas a 13.000 rpm por 10 minutos. O pellet foi lavado duas vezes com etanol a 70%. O pellet foi eluído em 50 µL da solução tampão Tris-HCl a 10 mM e EDTA a 1,0 mM. Alíquotas foram utilizadas diretamente como fontes de DNA na PCR (Lang et al., 2010).

PCR

Lang et al. (2010) desenharam os seguintes primers que, pela PCR multiplex, puderam diferenciar e identificar as patovares *X. oryzae* pv. *oryzae* e *X. oryzae* pv. *oryzicola*:

X. oryzae pv. *oryzae* (162 bp)

Xoo281-80F: 5' GCC GCT AGG AAT GAG CAA T 3'

Xoo281-80R 5' GCG TCC TCG TCT AAG CGA TA 3'

X. oryzae pv. *oryzicola* (691 bp)

Xoc3866F: 5' ATC TCC CAG CAT GTT GAT CG 3'

Xoc3866R: 5' GCG TTC AAT CTC CTC CAT GT 3'

X. oryzae pv. *oryzicola* (945 bp)

Xoc3864F: 5' GTG CGT GAA AAT GTC GGT TA 3'

Xoc 3864R: 5' GGG ATG GAT GAA TAC GGA TG 3'

X. oryzae (331 bp)

Xo3756F: 5' CAT CGT TAG GAC TGC CAG AAG 3'

Xo3756R: 5' GTG AGA ACC ACC GCC ATC T 3'

Numa mistura de 25 µL, foram adicionados 0,5 µL de dNTPs (10 mM), 2,5 µL de tampão (10x), 2,0 µL de MgCl₂ (25 mM), Taq polymerase (0,06 units) e 0,5 µL de cada primer (10 µM).

O programa da multiplex apresentou uma fase de desnaturação a 94° C por 3 minutos, seguida por 31 ciclos a 94° C por 30 segundos, 60° C por 30 segundos e 68° C por 2 minutos e uma fase final de extensão de 68° C por 10 minutos. Os produtos foram visualizados em gel de agarose a 1,5% em tampão TBE a 0,5% ou TAE a 1%, após imersão por 15 a 20 minutos em solução de GelRed 0,03%.

Testes sorológicos

Anticorpos monoclonais

Anticorpos monoclonais (mAbs) apresentaram especificidade para *X. oryzae* pv. *oryzae* pelos testes de ELISA e imunofluorescência. O anticorpo monoclonal Xco-1 reagiu com todas as 178 estirpes testadas de diferentes origens, inclusive de Louisiana e Texas (Benedict et al., 1989). Um segundo anticorpo, Xco-2, reagiu com 87% das estirpes, inclusive uma das Filipinas

e um terceiro anticorpo, Xco-5, reagiu somente com as 29 estirpes do Texas e Louisiana. O anticorpo Xco-r apresentou como desvantagem, uma reação fraca com *X. oryzae* pv. *oryzicola*, patótipo relacionado com a patovar (Benedict et al., 1989).

Imunofluorescência (IFC)

Amostras de 100 sementes foram colocadas em um béquer contendo 5 mL de solução salina e esmagadas com um pistilo por 3 minutos. A mistura foi agitada por 2 h a 200 rpm. O extrato de sementes esmagadas foi decantado e centrifugado a 12.350 g por 10 minutos. O pellet foi ressuspensionado em 1,0 mL de suspensão salina e diluído seriadamente. De cada diluição, uma alíquota de 100 μ L, foi pipetada sobre uma placa de meio de cultura sólido com quatro repetições. As placas foram incubadas a 28° C e avaliadas por um período de 1 a 7 dias. Quando colônias em forma de pontos tornaram-se visíveis sob lente com 40 vezes de aumento, discos de agar foram seccionados a 1,0 cm² e colocados numa micro placa (com 12 furos) e coloridos com isocianato de fluoresceína (FITC) conjugado com o anticorpo monoclonal Xco-2 (diluição 1:50) por 12 h. Num ensaio subsequente, uma mistura dos anticorpos Xco-2 e Xoo-7, conjugados separadamente com FITC, foi mesclada na proporção 1:1 antes de ser colorida.

Colônias com imunofluorescência brilhante foram capturadas com uma agulha e novamente estriadas sobre o meio YDC (Anexo 7). Colônias foram comparadas com cultura pura da estirpe de PXO86, testadas por imunofluorescência direta e inoculadas em folhas de arroz cv. IR-20 para testar a patogenicidade, por meio do método do corte da ponta da bainha foliar com tesoura embebida na suspensão bacteriana (Kauffman et al., 1973). Colônias fluorescentes foram detectadas em todas as repetições quando lotes de sementes sadias foram misturados com 1% ou mais de sementes infectadas. No mínimo, uma ou mais colônias mostraram fluorescência brilhante mesmo quando contaminantes sobrepuseram o número de colônias fluorescentes numa proporção de 37:1.

Num experimento, colônias fluorescentes foram detectadas em todas as amostras com cinco repetições, contendo 1% de sementes de arroz infectadas ou mais. Culturas puras de *X. oryzae* pv. *oryzae* foram detectadas em cerca de 30% das amostras plaqueadas à diluição de 10^{-7} e em todas as amostras plaqueadas a 10^{-6} . Não foram observadas colônias fluorescentes nas amostras controle. Colônias fluorescentes que foram novamente estriadas em meio YDC (Anexo 7) foram idênticas às colônias da estirpe PXO86, que apresentaram colônias imunofluorescentes brilhantes ao reagir com o conjugado FITC Xco-2, mas não com o anticorpo monoclonal Xoo-7. Testes de patogenicidade na cultivar IR-20 foram positivos.

Características culturais, morfológicas, fisiológicas e nutricionais

Xanthomonas oryzae pv. *oryzae* é uma bactéria Gram-negativa, aeróbica, em forma de bastonete, monotríquia, ou seja, com um único flagelo polar, cuja célula apresenta 1,3-2,2 μm (Agarwal et al., 1989). Em microscopia eletrônica, o tamanho da célula bacteriana apresenta 0,55 - 0,75 x 1,35 - 2,17 μm . O flagelo apresenta 8,75 μm de comprimento e 30 nm de largura (Ou, 1985). Em meio nutritivo, seu desenvolvimento é lento, as colônias são lisas, convexas, brilhantes ou opacas e podem ter a aparência mucosa (Agarwal et al, 1989). Os meios nutrientes para esta bactéria devem conter extrato de levedura, glicose e agar (Ou, 1985). No início do desenvolvimento, as colônias normalmente apresentam coloração amarelo-esbranquiçada e, posteriormente, coloração amarelo-palha (Figura 2) (Agarwal et al, 1989; Eppo, 1990).

Alguns isolados japoneses e tropicais apresentaram a liquefação de gelatina, produção de amônia e H_2S , reação alcalina em leite e produção de ácido a partir de alguns açúcares (Ou, 1985). Bradbury (1986) descreveu as características fisiológicas, a produção de ácido, H_2S , produzido a partir de peptona, hidrólise de esculina, hidrólise negativa de amido e glicose e não produção de urease. São relatadas como fontes de carbono a glicose, galactose e sacarose e como fontes de nitrogênio, os ácidos glutâmico e aspártico, a metionina, a cisteína e a asparagina.

A bactéria não requer vitamina como fator indispensável ao seu desenvolvimento in vitro. Mas, pequenas quantidades de riboflavina, tiamina, cálcio, nicotina ou piridoxina têm um efeito estimulante. A faixa de pH para o crescimento da bactéria varia de 4 a 8,8, com pH ótimo entre 6,0 e 7,0. A temperatura ótima varia de 26 a 30°C, sendo a mínima de 5 a 10°C e a máxima de 40°C (Ou, 1985).



Figura 2. Características morfológicas da estirpe EMBM789 (CFBP2532) de *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae*, adquirida da Coleção Francesa de Bactérias Associadas a Plantas e cultivada em meio de cultura YDC (Anexo 7).

Testes de patogenicidade

Segundo Mew (1987), plântulas de arroz devem ser inoculadas com uma concentração de inóculo entre 10^6 e 10^8 UFC/ml, por meio de ferimentos no caule e/ou ferimentos na bainha foliar. Segundo Kauffman et al. (1973), cortes no ápice da bainha foliar com uma tesoura embebida na suspensão bacteriana também podem ser utilizados. A imersão de raízes de plântulas de arroz em uma suspensão bacteriana antes do transplântio também é recomendada (Eppo, 2007; Mew, 1987). As plântulas devem ser mantidas em uma câmara úmida com temperaturas controladas (26-30°C) e as avaliações devem considerar o surgimento de murcha, lesões e queima das folhas.

Medidas legislativas adotadas pela Organização Nacional de Proteção Fitossanitária (ONPF)

Medidas quarentenárias

Para prevenir a entrada, ou seja, a introdução, o estabelecimento e a dispersão de pragas exóticas em áreas indenizadas, devem ser adotadas medidas quarentenárias eficazes e eficientes ao germoplasma introduzido ou

em vegetais com prescrição de quarentena. Essas medidas devem estar de acordo com os princípios gerais e específicos da quarentena vegetal como relatado no comércio internacional (Fao, 2006). Os princípios específicos são: cooperação, autoridade técnica, análise de risco, manejo de risco, área livre da praga, ação emergencial, notificação de não-conformidade e não discriminação.

Para países onde a doença já existe, são impostas restrições e há exigência de certificados fitossanitários para a introdução de plantas hospedeiras (Brasil, 2007).

Não existe tratamento químico ou outro tratamento para eliminar o patógeno de tecidos infectados, sem a necessidade de destruí-los.

O método mais seguro para prevenir ou retardar a dispersão da bactéria em áreas indenes não se restringe somente à adoção de medidas fitossanitárias para os materiais vegetais importados, mas também à vigilância em campos de produção de arroz (Eppo, 1990). O Complexo Quarentenário nível 1 do Centro de Recursos Genéticos Vegetais e Jardim Botânico (Brasil, 1998) e a Estação Quarentenária nível 1 da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia (Brasil, 2002) são credenciados para executar os procedimentos legais exigidos para a introdução de material propagativo no País.

Controle oficial no Brasil

Existem requisitos específicos exigidos pelo Brasil para produtos importados (Brasil, 2001). Para pragas quarentenárias existe a Instrução Normativa nº 39 (Brasil, 2018) e o Programa Nacional de Prevenção e Vigilância de pragas Quarentenárias Ausentes (PNPV-PQA) (Brasil, 2019), bem como no âmbito do Mercosul (Brasil, 2005). Os critérios da Portaria nº 131 de 27 de junho de 2019 estabelecem as seguintes medidas:

a) Evitar o ingresso de pragas quarentenárias ausentes (PQA) no território nacional.

b) Manter um sistema de vigilância para detecção e identificação de PQA em áreas de risco.

c) Aplicar medidas de mitigação de risco nos casos de suspeita de entrada de PQA.

O PNPV estabelecerá diretrizes e procedimentos operacionais para aplicação de medidas preventivas e de contenção, supressão e erradicação de focos de cada PQA de interesse prioritário por meio de:

a) Educação fitossanitária.

b) Capacitação.

c) Elaboração, coordenação e execução de ações fitossanitárias para

contingência.

A coordenação do PNPV será exercida pelo Departamento de Sanidade Vegetal e Insumos Agrícolas da Secretaria de Defesa Agropecuária (DSV/SDA), que poderá convidar representantes de entidades públicas federais, estaduais e da iniciativa privada, vinculadas à pesquisa e à produção agropecuária para realizar as ações do PNPV.

A SDA reconhece os critérios estabelecidos pelo DSV e EMBRAPA por meio do Analytic Hierarchy Process (AHP) como método para priorização de pragas quarentenárias ausentes e a lista de PQA priorizadas (Fidelis et al. 2018).

Relativamente à importação de arroz da Índia, a Instrução Normativa nº 15 de 16 de maio de 2007 estabeleceu os requisitos fitossanitários para importar sementes de arroz (Categoria 4, Classe 3). De acordo com essa norma, a remessa deverá estar acompanhada de Certificado Fitossanitário (CF), emitido pela Organização Nacional de Proteção Fitossanitária (ONPF) da Índia e do formulário de Declarações Adicionais (DA10), atestando que as sementes de arroz foram produzidas conforme procedimentos de certificação fitossanitária aprovados pela ONPF do Brasil para os patótipos *X. oryzae* pv. *oryzae* e *X. oryzae* pv. *oryzicola*. Na certificação, devem constar indicadores apropriados ou métodos equivalentes, encontrando-se livres desses patótipos ou acompanhado do DA15, no qual deve ser informado que as sementes de arroz encontram-se livres de ambos patótipos, de acordo com o resultado da análise oficial de laboratório. Sugere-se a inserção de um programa contínuo de treinamento para técnicos da extensão rural e dos que atuam no setor fitossanitário com o intuito de se realizar o diagnóstico precoce da praga e de um sistema de informação permanente entre as organizações de produtores e serviços oficiais envolvidos com a introdução do material vegetal.

Medidas legislativas adotadas por outros países

A Organização de Proteção Vegetal dos Países Europeus e do Mediterrâneo (Eppo, 1990) define os sistemas que regulam o controle da praga para todos os países membros desde a sua detecção, contenção e erradicação, se presente.

A praga é controlada, principalmente, pelo uso de sementes sadias (Eppo, 1990). Logo, medidas de exclusão do patógeno são obrigatórias para países ou áreas indenens. Existe sugestão da Eppo para que os países importadores de arroz proibam a sua importação de países onde a doença ocorre e que, alternativamente, tais sementes devem ser selecionadas de regiões sujeitas à inspeção durante o ciclo de produção e que estas deveriam, ainda, ser testadas antes e depois da importação quanto à presença do patógeno (Eppo, 1990). Em áreas onde a bactéria for detectada, medidas adequadas

devem ser empregadas para a sua contenção, supressão ou erradicação. Nessas áreas, o cultivo de arroz fica proibido e o controle de plantas voluntárias deve ser feito.

Sistema de controle no Brasil

Segundo a Instrução Normativa nº 39, medidas quarentenárias devem ser adotadas para cada praga quarentenária e, quando presente, será normatizada pelo MAPA com a regulamentação fitossanitária específica por praga (Brasil, 2018):

a) Determinar se a bactéria está presente no país e, se presente, localizá-la e dimensionar a sua distribuição. Se a praga for detectada, torna-se obrigatório o seu relato para a Organização Nacional de Proteção Fitossanitária (ONPF). Levantamentos sistemáticos devem ser realizados, levando-se em consideração a biologia da praga e os sistemas de produção arrozeira, com base na avaliação de risco.

b) Prevenir a dispersão da praga.

c) Erradicar a praga quando for detectada.

Avaliação de risco da praga

A Análise de Risco da Praga (ARP) indicou ser o risco alto para as regiões com condições climáticas de elevada umidade e altas temperaturas, altos índices pluviométricos em sistema de produção de arroz por inundação ou de várzea (Mizukami; Wakimoto, 1969). Na ARP, consideraram-se a categorização da praga, o potencial de introdução e dispersão, condições climáticas, vias de ingresso, consequências econômicas e ambientais. Os seguintes critérios foram avaliados de acordo com o evento em análise e, ainda, de acordo com as Normas Internacionais de Medidas Fitosanitárias (NIMFs 2 e 11) (Fao, 2006; 2007; 2013):

Avaliação da probabilidade de introdução e dispersão

O potencial de introdução e dispersão de *X. oryzae* pv. *oryzae* foi baseado na identificação das áreas geográficas, potencial de introdução e entrada, vias de ingresso, planta hospedeira, estabelecimento e dispersão.

A bactéria encontra-se distribuída numa faixa geográfica bem ampla na Ásia, em alguns países da África, na América e Oceania (FIGURA 1). As condições climáticas brasileiras são favoráveis à introdução do agente da

queima bacteriana do arroz, principalmente, naquelas regiões de temperaturas mais altas, nas faixas de clima tropical e temperado, onde se utiliza o sistema de cultivo inundado ou irrigado. Ressalta-se que, em algumas áreas arrozeiras do Sul do Brasil, a temperatura pode atingir ou ultrapassar 40° C no verão (Martins; Oliveira, 2007).

A dispersão da praga a longas distâncias dá-se por meio de sementes infectadas. A bactéria pode ser encontrada nas glumas e no endosperma (Eppo, 1990).

Introdução: A principal fonte de entrada ocorre por meio de sementes infectadas importadas e pode ser introduzida por meio do comércio de grãos. Ressalta-se que, em 2016 e 2018, o Brasil importou dos Estados Unidos 267.700 kg de arroz com casca para semeadura (Brasil, 2019b) (Anexo 1).

Entrada: A probabilidade de os produtos importados pelo Brasil estarem contaminados por *X. oryzae* pv. *oryzae* e a frequência de importação de arroz proveniente de origens infestadas com a praga podem ser consideradas potencialmente altas. No entanto, outras vias de ingresso potenciais, como bagagens de passageiros em trânsito nos portos e aeroportos, produtos agropecuários vindos pelos correios e bagagens desacompanhadas, devem ser consideradas como portas de entrada da praga, principalmente, se os produtos são oriundos de regiões de ocorrência da praga e pelo fato de que a bactéria pode sobreviver durante o transporte.

Potencial de entrada da praga: A probabilidade de entrada de *X. oryzae* pv. *oryzae* no território brasileiro é alta pela facilidade de ser transportada juntamente com plantas voluntárias ou sementes e grãos de arroz.

Vias de ingresso: *X. oryzae* pv. *oryzae* pode acompanhar plantas voluntárias e sementes ou grãos para consumo (Brasil, 2019b) (Anexos 1 e 2). A bactéria pode sobreviver, ainda, na superfície de ferramentas, facas, sacarias contaminadas que eventualmente podem ser transportadas de áreas infestadas pela bactéria.

A probabilidade da bactéria estar associada à commodity importada, embalagens, passageiros, bagagens acompanhadas ou não, correio, trânsito e transporte de mercadorias e produtos agropecuários, troca de materiais biológicos, vai depender dos seguintes fatores: prevalência da praga na área de origem, possibilidade de uma das fases de vida da praga estar associada com a commodity, transportes ou embalagens, volume e frequência de trânsito ao longo das vias de ingresso, período sazonal e manejo da praga, práticas culturais e comerciais aplicadas no local de origem. Dentre os requisitos para importação, sementes de arroz devem ser produzidas conforme procedimentos de certificação fitossanitária aprovados pela ONPF do Brasil para as bactérias *X. oryzae* pv. *oryzae* e *X. oryzae* pv. *oryzicola*. Por meio de indicadores apropriados ou métodos equivalentes e do resultado da análise oficial de laboratório, deve-se assegurar que sementes de arroz estejam livres dessas

bactérias (Brasil, 2007).

Potencial de distribuição da praga: A probabilidade da praga utilizar as vias de ingresso do comércio internacional de arroz é alta.

Estabelecimento: O agente causal da queima bacteriana do arroz apresenta características favoráveis para se estabelecer em regiões de climas temperado e tropical do Brasil, onde o arroz é cultivado pelos sistemas de inundação ou várzeas.

Nesta etapa, concluiu-se o potencial de introdução da praga: A probabilidade de estabelecimento da praga, principalmente, nas regiões de clima temperado do Sul e regiões tropicais do Norte do país, onde o arroz é cultivado em solos inundados ou de várzea é alta, sendo favorecida pelas condições climáticas compatíveis ao seu desenvolvimento.

Dispersão: *X. oryzae* pv. *oryzae* dispersa-se facilmente dentro da lavoura pelo contato da planta infectada ou partes da planta com as sadias, ou durante os tratos culturais, como remoção de plantas daninhas, onde o trânsito de pessoas se intensifica. As injúrias nas raízes também são importantes para a penetração da bactéria (Ou, 1973). Deve-se atentar para hospedeiras voluntárias ou espécies de arroz selvagens (Durgapal, 1985; Mizukami; Wakimoto, 1969) (Tabela 1).

Pessoas que trabalham diretamente com a cultura, como lavradores, beneficiadores e classificadores podem ser agentes de dispersão da bactéria.

Nesta etapa, concluiu-se o potencial de dispersão da praga: A dispersão da praga no país será favorecida pelos fatores bióticos e abióticos de regiões de climas, temperado do Sul e tropical do Norte do país, para os arrozais irrigados, inundados ou de várzeas.

Conclusão do potencial de introdução e dispersão da praga: A probabilidade de introdução e dispersão de *X. oryzae* pv. *oryzae* no território brasileiro é alta pelas características de adaptação às condições climáticas das regiões de climas, temperado no Sul e tropical no Norte, onde o arroz é cultivado em tabuleiros sistematizados com irrigação, inundação ou várzeas.

Avaliação das consequências econômicas e ambientais

As consequências econômicas e ambientais foram avaliadas considerando os impactos potenciais de cada um desses temas.

Impacto econômico potencial

As perdas relativas à cultura do arroz são decorrentes da colonização do sistema vascular que pode causar a murcha da planta ou provocar a queima dos tecidos das bainhas (Mizukami; Wakimoto, 1969). Além do setor produtivo, também o comércio internacional de arroz com casca para semen-

tes pode sofrer sérios prejuízos (Alvarez et al., 1997).

Existem relatos de perdas entre 30 e 40% em arrozais com infecção moderada e acima de 30% com infecções severas, além da redução do peso dos grãos devido às panículas afetadas (Ou, 1973). No Japão, 90.000 a 150.000 ha foram afetados em 1954 e perdas anuais entre 22.000 a 110.000 t foram registradas (Eppo, 1990). Nas Filipinas, perdas de 22,5% foram relatadas na estação chuvosa e 7,2% na estação seca (Exconde, 1973). Transplantes de mudas no outono e inverno sofrem perdas consideráveis e plantas contaminadas apresentam alto índice de grãos chochos na fase de amadurecimento (Eppo, 1990).

Impacto ambiental potencial

O impacto ambiental causado pela praga dá-se indiretamente devido à necessidade da utilização de produtos químicos para eliminar fontes de inóculo via pulverizações de armazéns, galpões, máquinas agrícolas beneficiadoras ou industriais, veículos, implementos, equipamentos, ferramentas ou a imersão de instrumentos de menor porte (Secor et al., 1987, Kaponen et al., 1992). Segundo Janse (2005), o emprego de alguns princípios ativos para a eliminação de focos da praga no campo, inclusive plantas voluntárias ou outras gramíneas hospedeiras, pode afetar as populações de organismos benéficos que se alimentam de plantas situadas nas áreas que são focos da bactéria ou circunvizinhanças. A migração de insetos ou outros organismos, que podem ser vetores indiretos da bactéria, das áreas de produção infectadas para as reservas naturais, onde plantas voluntárias podem servir de refúgio da praga, provocariam ao mesmo tempo perdas em recursos genéticos ou biológicos. Podem também ocorrer contaminações de mananciais de água ou de rios devido ao emprego de produtos químicos para a descontaminação da bactéria, principalmente, em tabuleiros sistematizados com inundação, irrigação ou várzeas. Ressalta-se que o manejo da água de irrigação é importante para o controle da doença (Janse, 2005).

Nesta etapa, concluiu-se a avaliação das consequências econômicas: o potencial de risco de *X. oryzae* pv. *oryzae* em termos econômicos e ambientais é muito alto para o país. Infelizmente, é difícil quantificar as perdas e danos provocados pela queima foliar, pois em muitos países a praga já foi mitigada pelo uso de variedades resistentes (Kaushal et al., 1998). Entretanto, medidas fitossanitárias específicas são altamente recomendadas.

Conclusão do estágio de avaliação de risco da praga: O risco avaliado para *X. oryzae* pv. *oryzae* foi considerado alto (Martins; Oliveira, 2007). Portanto, medidas fitossanitárias específicas são recomendadas. A inspeção no ponto de entrada não é suficiente para oferecer segurança ao sistema produtivo do arroz.

Risco fitossanitário

Xanthomonas oryzae pv. *oryzae* é uma das pragas mais importantes da lista de alerta máximo para o Brasil e demais países do Comitê de Sanidade Vegetal do Cone Sul (COSAVE) (Brasil, 2018). A bactéria faz parte da lista de pragas quarentenárias para os países europeus e do mediterrâneo (Janse, 2005; Eppo, 2017). Apresenta alto risco para o sistema de produção arrozeira e ao comércio de sementes. O risco aumenta se houver introdução inadvertida de sementes infectadas. A praga pode, ainda, ser introduzida por bagagens ou embalagens. A sobrevivência da bactéria em arroz ou plantas voluntárias sem mostrar sintomas pode comprometer programas de erradicação da praga.

Mitigação de risco da praga: o levantamento de medidas fitossanitárias adotadas nos países de ocorrência da praga quarentenária não indicou o registro de ingredientes ativos para o controle da bactéria por meio de um programa de pulverizações. Este dado indica a necessidade de se adotarem medidas de prevenção que garantam a exclusão da praga.

Controle químico

Devido ao sistema de produção em tabuleiros irrigados, inundados ou várzeas não seria recomendável ou eficiente o emprego de pulverizações com princípios ativos bactericidas ou bacteriostáticos. Sistemas de alerta seriam necessários para auxiliar nos programas de pulverizações que, acima de tudo, não se mostraram efetivos em outros países (Ou, 1973). Segundo Mew (1992), o controle da doença com cúpricos, antibióticos e outros produtos químicos não foram efetivos. Alguns produtos são indicados apenas para a descontaminação de superfícies ou ferramentas (Secor et al., 1987; Kaponen et al., 1992).

Técnicas de prevenção e controle

A utilização de sementes sadias, variedades de arroz resistentes, medidas de higiene no transplante de mudas, adubação apropriada e manejo adequado de água são medidas recomendadas para prevenir e controlar a queima bacteriana do arroz (Janse, 2005). O uso de variedades resistentes deve ser adotado rotineiramente nos programas de melhoramento genético, bem como o monitoramento da especialização de raças (Mew, 1992). Importantes programas de melhoramento visando resistência são conduzidos no Instituto Internacional de Pesquisa de Arroz (IRRI), Filipinas. Destaca-se o mapeamento genômico de regiões que conferem amplo espectro de resistência derivada da espécie selvagem *O. rufipogon*, que apresenta elevado grau

de resistência a todas as 10 raças de *X. oryzae* pv. *oryzae* nas Filipinas (Jena et al., 2016).

Medidas quarentenárias

A Secretaria de Defesa Agropecuária do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) aprovou os seguintes requisitos fitossanitários para a importação de sementes de arroz (Categoria 4, Classe 3) produzidas na Índia e o envio de Certificado Fitossanitário (CF), emitido pela Organização Nacional de Proteção Fitossanitária (ONPF) da Índia com as seguintes Declarações Adicionais (DA):

“DA10: As sementes de arroz foram produzidas conforme procedimentos de certificação fitossanitária aprovados pela ONPF do Brasil para as bactérias *X. oryzae* pv. *oryzae* e *X. oryzae* pv. *oryzicola*, utilizando-se indicadores apropriados ou métodos equivalentes, encontrando-se livres de ambas patovares. DA15: as sementes de arroz encontram-se livres das bactérias *X. oryzae* pv. *oryzae* e *X. oryzae* pv. *oryzicola*, de acordo com o resultado da análise oficial de laboratório”.

Para o cumprimento da declaração adicional DA10, é necessário o reconhecimento oficial pela ONPF do Brasil de áreas livres e dos procedimentos de certificação fitossanitária do país de origem.

Os compartimentos que transportarão as sementes de arroz deverão passar por tratamento de desinfestação pré-embarque com produtos à base de inseticidas com comprovada eficiência. As especificações do tratamento (produto, dose ou concentração, temperatura, umidade e tempo de aplicação) devem constar no Certificado Fitossanitário.

Os compartimentos dos navios e contêineres serão de uso exclusivo para transporte dos envios especificados para o arroz, não podendo acondicionar outro produto.

No Certificado Fitossanitário, deverá constar a declaração de que as sementes de arroz foram acondicionadas em embalagens novas e de primeiro uso.

As cargas com arroz serão inspecionadas no ponto de ingresso pela Inspeção Fitossanitária (IF) que encaminhará amostras coletadas para análise quarentenária em estações de quarentena credenciadas. Os custos do envio das amostras, bem como os das análises quarentenárias, serão com ônus para os interessados.

Após a amostragem, o restante da partida ficará depositária ao interessado, não podendo ser plantada nem comercializada até a conclusão das análises.

Caso seja detectada a presença de qualquer praga nas cargas de arroz, deverão ser adotados os procedimentos constantes nos artigos 10 e 11 do Regulamento de Defesa Sanitária Vegetal de 12 de abril de 1934.

Em caso de intercepções de pragas quarentenárias, a ONPF do país de origem será notificada e a ONPF do Brasil poderá suspender as importações até a conclusão da revisão da Análise de Risco de Pragas.

A Organização Nacional de Proteção Fitossanitária (ONPF) da Índia deverá comunicar à ONPF do Brasil qualquer alteração na condição fitossanitária das regiões de produção de sementes de arroz a serem exportadas ao Brasil.

Em caso de não cumprimento desta Instrução Normativa, a ONPF da Índia será notificada e as importações de sementes de arroz produzidas na Índia poderão ser suspensas pela ONPF do Brasil.

Considerando-se que a via de ingresso da praga no país pode ser, preponderantemente, por meio da importação de sementes, recomenda-se a quarentena pós-entrada. A Estação Quarentenária da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia e o Complexo Quarentenário do Centro de Recursos Genéticos Vegetais e Jardim Botânico do Núcleo Experimental de Campinas, do Instituto Agrônomo (IAC), credenciadas como Estações Quarentenárias Nível I, respondem pelos procedimentos legais exigidos para o intercâmbio de germoplasma vegetal no país (BRASIL, 1998; 2002). Além disso, todo material vegetal de uso comercial, com suspeita de pragas exóticas ou de impacto econômico, pode ter a prescrição de quarentena e ser encaminhado por fiscais agropecuários às Estações Quarentenárias.

Aplicação do plano

A aplicação de um plano de contingência é de exclusividade da ONPF. Entretanto, para o sucesso das operações das medidas fitossanitárias propostas, devem-se considerar os seguintes critérios:

- 1) Determinação de instituições e de ações
- 2) Respostas emergenciais
- 3) Passos a serem dados para a operacionalização das ações
- 4) Comunicação de Risco
 - i. Confidencialidade
 - ii. Capacitação e transferência de tecnologia
 - iii. Transferência das ações do plano de contingência

1) **Determinação de instituições e de ações**

Em caso de suspeita da ocorrência da queima bacteriana do arroz, algumas Instituições listadas a seguir podem auxiliar no diagnóstico da praga e nos procedimentos técnicos a serem adotados:

Estação Quarentenária Credenciada Nível 1 para vegetais, partes de vegetais e organismos vivos (Brasil, 2002):

Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia
Parque Estação Biológica (PqEB)/Final W5 Norte
70770-917 Brasília, DF
Telefone: (61) 3448-4700 /4624
<https://www.embrapa.br/recursos-geneticos-e-biotecnologia>

Estação Quarentenária Nível 1 para quarentena de vegetais e solo
Complexo Quarentenário do Centro de Recursos Genéticos Vegetais e Jardim Botânico (Brasil, 1998):

Núcleo Experimental de Campinas, do Instituto Agrônomo - IAC
Fazenda Santa Eliza
Av. Theodureto de Almeida Camargo nº 1500
13001-970 Campinas, SP
Telefone (19) 2137-0600
<http://www.iac.sp.gov.br/areasdepesquisa/quarentenario/quarentena.php>

Laboratórios para Diagnóstico Fitossanitário

Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro – UFRRJ (Brasil, 2014)
BR 465, Km 07, Caixa Postal 74585

Bairro Seropédica
23897-970 Seropédica, RJ
Telefone/Fax: (21) 99633-2994
[ESCOPO DO CREDENCIAMENTO - UFRRJ](#)

Agrônoma – Laboratório de Diagnóstico Fitossanitário e Consultoria
(Brasil, 2015)

Avenida Ipiranga, nº 7464, Salas 1201 e 1202
Bairro Jardim Botânico
91530-000 Porto Alegre, RS
Telefone/Fax: (51) 2131-6262
[ESCOPO DO CREDENCIAMENTO - AGRÔNOMICA](#)

Ressalta-se que a Organização Nacional de Proteção Fitossanitária (ONPF) será responsável pela nomeação do coordenador oficial do plano de contingência, pela busca de recursos para operacionalizar o plano, pela elaboração de relatórios, pelo apoio logístico, implementação das ações e pela comunicação de risco.

2) Respostas emergenciais

Em pontos de entrada

- Em se tratando de praga quarentenária ausente priorizada (Brasil, 2019), as amostragens devem ser rigorosas e podem ter o seu número aumentado para eliminar a chance de escape na inspeção e detecção da bactéria.
- A carga deve ser transportada em contêineres rigorosamente fechados ou cobertos para o local de incineração e descarte.
- Cargas contendo material vegetal infectado devem ser rechaçadas. Se foco(s) da doença for(em) detectado(s)
- Em caso de constatação da praga, devem ser contatadas imediatamente as autoridades competentes do MAPA para que as devidas providências sejam rapidamente tomadas.
- Interditar a área contendo plantas infectadas ou focos de infecção e controlar o trânsito de veículos e de pessoas ou técnicos, inclusive de animais.
- Erradicação de plantas infectadas e de plantas saudáveis ao redor.
- Erradicação mecânica ou por meio de herbicidas (quando recomendados) de plantas voluntárias ou hospedeiras selvagens que se encontram próximas dos focos da doença.
- Controle de todo o material vegetal erradicado e do seu descarte.
- Plantas doentes devem ser arrancadas, transportadas e queimadas em local seguro, bem como todos os restos culturais.
- Transportar de forma segura os restos culturais de plantas erradicadas, em contêineres fechados para serem incinerados.
- O manuseio dos restos culturais de plantas e sementes erradicados deve ser feito por agentes treinados e supervisionados, com uniformes, luvas e botas adequadas que possam ser rigorosamente submetidos a medidas de higiene para descontaminação.
- Medidas de higienização e desinfestação são obrigatórias. Deve-se considerar a capacidade da bactéria sobreviver em diferentes substratos por longos períodos. Caminhões e outros veículos, ferramentas, roupas, botas e outros instrumentos podem ser desinfestados com soluções bactericidas por meio de jatos, pulverizações ou imersão, conforme a natureza do material.

Entretanto, o sucesso da descontaminação depende da concentração do produto químico utilizado e do tempo de exposição dos objetos (Janse, 2005).

- Levantamentos devem ser feitos para determinar a extensão da fonte de origem da praga e permitir a sua rastreabilidade. Acima de tudo, despende esforços para que quaisquer hospedeiras da bactéria oriundas de possíveis sementes infectadas ou que estoques de sementes infectadas sejam localizados e incinerados.

- Checar estoques de centrais de abastecimento.
- Campanhas e alertas devem ser feitos instantaneamente para produtores e técnicos, com a divulgação e orientação de medidas emergenciais efetivas por autoridades competentes.
- Não cultivar arroz em áreas anteriormente infestadas pela bactéria, por um período suficiente para total descontaminação.
- A rastreabilidade até a fonte de origem da contaminação é necessária em caso de ocorrência da queima bacteriana do arroz.

3) Passos a serem dados para a operacionalização das ações

Tendo como base os subsídios elaborados como suporte ao plano de contingência, a Organização Nacional de Proteção Fitossanitária (ONPF) e o PNPV deverão priorizar as ações a serem desenvolvidas, caso haja interesse em adotá-lo como um documento oficial.

4) Comunicação de Risco

i. Confidencialidade

As informações estratégicas obtidas neste documento e outras ações ou informações estratégicas a serem adotadas ou obtidas pela Organização Nacional de Proteção Fitossanitária (ONPF) somente passarão a ser de domínio público se as mesmas não colocarem em ameaça o intercâmbio, comércio e segmento produtivo do arroz.

ii. Capacitação e transferência de tecnologia

Sugere-se ministrar treinamento de profissionais que atuem na cadeia produtiva do arroz, especialmente, produtores e técnicos credenciados. Instruções técnicas devem ser repassadas para o reconhecimento de sintomas da queima bacteriana do arroz e a consequente implementação de ações de prevenção de introdução ou dispersão da praga no território brasileiro.

iii. Transferência das ações do plano de contingência

Essa etapa é de administração exclusiva da Organização Nacional de Proteção Fitossanitária (ONPF) e do Programa Nacional de Prevenção e Vigilância de Pragas (PNPV) por se tratarem de órgãos oficiais de proteção de plantas.

Considerações finais

Existem duas patovares de *Xanthomonas oryzae* que afetam o arroz: *X. oryzae* pv. *oryzae*, agente causal da queima bacteriana e murcha “Kresek”, e *X. oryzae* pv. *oryzicola*, que causa estrias foliares (Mew, 1993). Ambas patovares são biótipos relacionados e pertencem à lista de bactérias quarentenárias do MAPA (Brasil, 2018). Cuidados devem ser despendidos na diagnose para a caracterização e identificação precisa do agente causal da queima bacteriana do arroz.

Os subsídios técnicos apresentados neste documento para a elaboração de um plano de contingência agregam diversas informações existentes na literatura de forma a auxiliar o processo oficial de erradicação ou de contenção, se o patótipo *X. oryzae* pv. *oryzae* for introduzido no país. O documento visa ainda auxiliar nas medidas de exclusão, ou seja, ações de prevenção na introdução da referida praga.

Referências

AGARWAL, P. C.; MORTENSEN, C. N.; MATHUR, S. B. Bacterial diseases. In: AGARWAL, P. C.; MORTENSEN, C. N.; MATHUR, S. B. **Seed-borne diseases and seed health testing of rice**. Copenhagen: Institute of Seed Pathology for Developing Countries: CAB, 1989. p. 58-63. il. (Danish Government Institute of Seed Pathology for Developing Countries. Technical Bulletin, 3) (CAB.Intern. Mycol. Inst.Phytopat.Papers,30).

ALVAREZ, A. M.; REHMAN, F. U; LEACH, J. E. Comparison of serological and molecular methods for detection of *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* in rice seed. In: HUTCHINS, J. D.; REEVES, J. C. (Eds.). **Seed health testing progress towards the 21st century**, Oxon, UK: CAB International, 1997. p. 175-183.

AZAMBUJA, I. H. V.; VERNETTI JÚNIOR, F. J.; MAGALHÃES JÚNIOR, A. M. Aspectos socioeconômicos da produção do arroz. In: GOMES, A. S.; MAGALHÃES JÚNIOR, A. M. **Arroz irrigado no sul do Brasil**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado; Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2004. p. 23-44.

BENEDICT, A. A.; ALVAREZ, A. M.; BERESTECKY, J.; IMANAKA, W.; MIZUMOTO, C. Y.; POLLARD, L. W.; MEW, T. W.; GONZALEZ, C. F. Pathovar-specific monoclonal antibodies for *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* and *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzicola*. **Phytopathology**, v. 79, p. 322-328, 1989.

BHAPKAR, D. G.; KULKARNI, N. B.; CHAVAN, V. M. Bacterial blight of paddy. **Poona Agricultural College Magazine**, v. 51, p. 36-46, 1960.

BRADBURY, J. F. **Guide to plant pathogenic bacteria**. London: C.A.B. International Mycological Institute, 1986. 332 p.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº 4, de 10 de janeiro de 2001. Aprova os requisitos fitossanitários específicos em relação a determinados produtos oriundos dos Estados Unidos da América, e revogar a portaria que menciona. **Diário Oficial da União**, Brasília, p. 6, 11 de janeiro de 2001. Seção 1. Disponível em: < <http://apps.agr.br/instrucao-normativa-n-4-de-10-de-janeiro-de-2001/> >. Acesso em: 30 jan. 2019.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº 15, de 16 de maio de 2007. Aprova os requisitos fitossanitários para a importação de sementes de arroz (*Oryza sativa*) (Categoria 4, Classe 3) produzidas na Índia. **Diário Oficial da União**, Brasília, Seção 1, p. 13, de 18 de maio de 2007. Disponível em: <<http://extranet.agricultura.gov.br/sislegis-consulta/consultarLegislacao.do?operacao=visualizar&id=17758>>. Acesso em: 25 jan. 2019.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº 39, de 1º de outubro de 2018. Estabelece a lista de pragas quarentenárias ausentes (PQA) para o Brasil. **Diário Oficial da União**, Brasília, p. 11-14, nº 190, 2 de out. 2018. Disponível em: <http://www.in.gov.br/materia/-/asset_publisher/Kujrw0TZC2Mb/content/id/43460217/do1-2018-10-02-instrucao-normativa-n-39-de-1-de-outubro-de-2018-43460055>. Acesso em: 29 jul. 2019.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Portaria nº 11, de 15 de fevereiro de 2002. Atualizada em 23 de maio de 2016. Credencia

a Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária - CENARGEN Centro Nacional de Pesquisa de Recursos Genéticos e Biotecnologia, como Estação Quarentenária nível 1, para os procedimentos legais exigidos para introdução de material propagativo no País. **Diário Oficial da União**, Poder Executivo, Brasília, DF, 18 de fevereiro de 2002. Seção 1, p. 6. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/assuntos/sanidade-animal-e-vegetal/sanidade-vegetal/arquivos-quarentena/lista-de-estacoes-das-quarentenarias-credenciadas.pdf>>. Acesso em: 30 jan. 2019.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Portaria nº 56, de 11 de maio de 1998. Atualizada em 23 de maio de 2016. Estação Quarentenária Nível 1 para quarentena de vegetais e solo. Complexo Quarentenário do Centro de Recursos Genéticos Vegetais e Jardim Botânico do Núcleo Experimental de Campinas, do Instituto Agrônomo - IAC. **Diário Oficial da União**, Poder Executivo, Brasília, DF, 18 de fevereiro de 2002. Seção 1, p. 6. Disponível em: Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/assuntos/sanidade-animal-e-vegetal/sanidade-vegetal/arquivos-quarentena/lista-de-estacoes-das-quarentenarias-credenciadas.pdf>>. Acesso em: 30 jan. 2019.

Brasil. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Portaria no 287, de 20 de agosto de 2014**. Laboratório de Diagnóstico Fitossanitário – UFRRJ. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/assuntos/laboratorios/laboratorios-credenciados/diagnostico-fitossanitario>>. Acesso em: 28 jan. 2019.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Portaria nº 15, de 13 de março de 2015**. Agrônoma - Laboratório de Diagnóstico Fitossanitário e Consultoria. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/assuntos/laboratorios/laboratorios-credenciados/diagnostico-fitossanitario>>. Acesso em: 28 jan. 2019.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Portaria nº 131, de 27 de junho de 2019. Institui o Programa Nacional de Prevenção e Vigilância de Pragas. **Diário Oficial da União**, Poder Executivo, Brasília, DF, 03 de julho de 2019a. Seção 1, p. 8. Disponível em: <<http://www.in.gov.br/en/web/dou/-/portaria-n-131-de-27-de-junho-de-2019-187158759>>. Acesso em 17 jul. 2019.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Resolução GMC nº 50/2005**. Tratamentos quarentenários Mercosul. Brasília, DF, 2005.

BRASIL. Ministério da Economia, Indústria, Comércio Exterior e Serviços. Comércio Exterior Brasileiro – Comex Stat. **Exportação e importação geral**.

Disponível em: <<http://comexstat.mdic.gov.br/pt/geral>>. Acesso em: 23 jan. de 2019b.

CABI. Crop Protection Compendium. ***Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* (rice leaf blight)**. 2018. Disponível em: <<https://www.cabi.org/cpc/datasheet/56956>>. Acesso em: 30 jan. 2019.

CHATTOPADHYAY, S. B.; MUKHERJEE, N. Occurrence in nature of collateral hosts (*Cyperus rotundus* and *C. difformis*) of *Xanthomonas oryzae*, incitant of bacterial blight of rice. **Current Science**, v. 37, p. 441-442, 1968.

CONAB (Brasil). Acompanhamento da safra brasileira de grãos. v. 6. **Safra 2018/19**. Terceiro levantamento, Brasília, p. 1-127, dezembro 2018. Disponível em: <<https://www.conab.gov.br/info-agro/safras>>. Acesso em: 23 jan. 2019.

DATH, A. P.; DEVADATH, S. Role of inoculum in irrigation water and soil in the incidence of bacterial blight of rice. **Indian Phytopathology**, v. 36, p. 142-144, 1983.

DATTA, S. K. de. **Principles and practices of rice production**. New York: John Wiley, 1981. 618 p.

DEVADATH, S.; DATH, A. P. Infected chaff as a source of inoculum of *Xanthomonas campestris* pv. *oryzae* to the rice crop. **Journal of Plant Diseases and Protection**, v. 92, n. 5, p. 485-488, 1985.

DURGAPAL, J. C. Self-sown plants from bacterial blight-infected rice seeds – a possible source of primary infection in North-West India. **Current Science**, v. 54, p. 1283-1284, 1985.

EPPO. Data Sheets on Quarantine Pests - *Xanthomonas oryzae*. 1990. Disponível em: <http://www.eppo.org/QUARANTINE/bacteria/Xanthomonas_/XANTOR_ds.pdf>. Acesso em: 22 jan. 2019.

EPPO. Diagnostics: *Xanthomonas oryzae*. **Bulletin OEPP/EPPO**, v. 37, p. 543-553, 2007.

EPPO. **Eppo Goba Database and GD Desktop**. Paris, France: European and Mediterranean Plant Protection Organization, 2017. Disponível em: <https://www.eppo.int/RESOURCES/eppo_databases/global_database>. Acesso em: 22 jan. 2019.

EXCONDE, O. R. Yield losses due to bacterial leaf blight of rice. **Philippines Agriculture**, v. 57, p. 128-140, 1973.

FANG, C. T.; REN, H. C.; CHEN, T. Y.; CHU, Y. K.; FAAN, H. C.; WU, S. C. A. Comparison of the rice bacterial leaf blight organism with the bacterial leaf streak organism of rice and *Leersia hexandra* Schwartz. **Acta Phytopathologica**, v. 3, p. 99-124, 1957.

FAO. International Standards for Phytosanitary Measures. **Guidelines for pest risk analysis**. Rome, 2007. p. 17, (ISPM Publ. n. 2). Disponível em: <https://www.ippc.int/largefiles/adopted_ISPMs_previousversions/en/ISPM_02_1995_En_2006-05-03.pdf>. Acesso em: 25 jan. 2019.

FAO. International Standards for Phytosanitary Measures. Pest risk analysis for quarantine pests. Rome, 2013. p. 34, (ISPM Publ. n. 11). Disponível em: <<http://www.fao.org/3/a-j1302e.pdf>>. Acesso em: 25 jan. 2019.

FAO. International Standards for Phytosanitary Measures. **Phytosanitary principles for the protection of plants and the application of phytosanitary measures in international trade**. Rome, 2006. p. 11. (ISPM Publ., n. 1). Disponível em: <https://www.ippc.int/static/media/files/publication/en/2016/01/ISPM_01_2006_En_2015-12-22_PostCPM10_InkAmReformatted.pdf>. Acesso em: 25 jan. 2019.

FIDELIS, E. G.; LOHMANN, T. R.; SILVA, M. L. da; PARIZZI, P.; BARBOSA, F. F. L. (Eds.). **Priorização de pragas quarentenárias ausentes no Brasil**. Brasília, DF: Embrapa, 2018. 510 p.

JENA, K. K.; PRAHALADA, G. D.; RAMKUMAR, G.; HECHANOVA, S. L.; VERA CRUZ, C. M. Molecular mapping of genomic regions conferring broad-spectrum bacterial leaf blight resistance derived from *Oryza rufipogon*. In: INTERNATIONAL CONFERENCE ON BACTERIAL BLIGHT OF RICE THE BELLEVUE MANILA, 5. 2016. **Program and abstract book**. Vietnam: Institute of Agricultural Science For Southern Vietnam, 2016. p. 43-140.

JONES, R. K.; BARNES, L. W.; GONZALEZ, C. F.; LEACH, J. E.; ALVAREZ, A. M.; BENEDICT, A. A. Identification of low virulence strains of *Xanthomonas campestris* pv. *oryzae* from rice in the United States. **Phytopathology**, v. 79, p. 984-990, 1989.

GOTO, K.; FUKTATZU, R.; OKATA, K. Overwintering of the causal bacteria of rice blight in the rice plant and grasses. **Agriculture and Horticulture**, v. 28,

p. 207-208, 1953.

GRIST, D. H. Diseases. In: GRIST, D. H. **Rice**. 5.ed. London/New York: Longman, 1975. p. 340-382.

JANSE, J. D. (Ed.). **Phytopathology**: principles and practice. Wallingford: CABI Publishing, 2005. 360 p. il.

KAPONEN, H.; MANNIEN, M.; HAEJU, P.; AVIKAINEN, H.; TAHVONEN, R. The effect of disinfectants on *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* and *Erwinia carotovora* subsp. *atroseptica* on different surface materials. **Agricultural Science in Finland**, v. 1, p. 663-666, 1992.

KARGANILLA, A.; PARIS-NATURAL, M.; OU, S. H. A comparative study of culture media for *Xanthomonas*. **Philippine Agriculturist**, v. 57, n. 3-4, p. 141-152, 1973.

KAUFFMAN, H. E.; REDDY, A. P. K. Seed transmission studies of *Xanthomonas* in rice. **Phytopathology**, v. 65, p. 663-666, 1975.

KAUFFMAN, H. E.; REDDY, A. P. K.; HSIEH, S. P. Y.; MERCA, S. D. An improved technique for evaluating resistance of rice varieties to *Xanthomonas*. **Plant Disease Reporter**, v. 57, p. 537-541, 1998.

KAUSHAL, P.; RAVI; SIDHU, J. S. Screening of wild *Oryza* species against bacterial leaf blight (*Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae*) pathotypes of Punjab (India). **Plant Breeding**, v. 117, p. 491-493, 1998.

LANG, J. M.; HAMILTON, J. P.; DIAZ, M. G. Q.; VAN SLUYS, M. A.; BURGOS, M. R. G.; VERA CRUZ, C. M.; BUELL, C. R.; TISSERAT, N. A.; LEACH, J. E. Genomics-based diagnostic marker development for *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* and *X. oryzae* pv. *oryzicola*. **Plant Disease**, v. 94, n. 3, p. 311-319, 2010.

LEACH, J. E.; LEUNG, H.; NELSON, R. J.; MEW, T. W. Population biology of *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* and approaches to its control. **Current Opinion in Biotechnology**, v. 6, p. 298-304, 1995.

LEE, B. M.; PARK, Y. J.; PARK, D. S.; KANG, H. W.; KIM, J. G.; SONG, E. S.; PARK, I. C.; YOON, U. H.; HAHN, J. H.; KOO, B. S.; LEE, G. B.; KIM, H.; PARK, H. S.; YOON, K. O.; KIM, J. H.; JUNG, C. H.; KOH, N. H.; SEO, J. S.; GO, S. J. The genome sequence of *Xanthomonas oryzae* pathovar *oryzae*

KACC10331, the bacterial blight pathogen of rice. **Nucleic Acids Research**, v. 33, n. 2, p. 577–586, 2005.

LELLIOT, R. A.; STEAD, D. E. **Methods for the diagnosis of bacterial diseases of plants**. Oxford, London: Blackwell Scientific Publications, 1987. 216 p.

MARTINS, O. M.; OLIVEIRA, M. R. V. **Pest risk analysis on the agent of bacterial blight of rice, *Xanthomonas oryzae* pv *oryzae***. In: INTERNATIONAL PLANT PROTECTION CONGRESS, 16., 2007. Glasgow, Scotland. Congress proceedings. Hampshire, UK: The British Crop Production Council, 2007. v. 2. p. 566-567.

MEW, T. W. Biotic diseases – bacterial diseases. In: WEBSTER, R. K.; GUNNELL, P. S. **Compendium of rice diseases**. St. Paul: The American Phytopathological Society, 1992. p. 7-11. (The Disease Compendium Series of the American Phytopathological Society).

MEW, T. W. Current status and future prospects of research on bacterial blight of rice. **Annual Review of Phytopathology**, v. 25, p.359-382, 1987.

MEW, T. W. *Xanthomonas oryzae* pathovars on rice: cause of bacterial blight and bacterial leaf streak. In: SWINGS, J. G.; CIVEROLO, E. L. (Eds.). **Xanthomonas**. 1.ed. London: Chapman and Hall, 1993. p. 30-40.

MEW, T. W.; UNNAMALAI, N.; BARAIDAN, M. R. Does rice seed transmit the bacterial blight pathogen? In: BANTA, S. J. (Ed.). **Bacterial blight of rice**. Manila, Philippines: International Rice Research Institute, 1989. p. 55-63.

MIZUKAMI, T.; WAKIMOTO, S. Epidemiology and control of bacterial leaf blight of rice. **Annual Review of Phytopathology**, v. 7, p. 51-72, 1969.

MUNDT, C. C.; AHMED, H. U.; FINCKH, M. R.; NIEVA, L. P.; ALFONSO, R. F. Primary disease gradients of bacterial blight of rice. **Phytopathology**, v. 89, p. 64-67, 1999.

OCHIAI, H.; INOUE, Y.; TAKEYA, M.; SASAKI, A.; KAKU, H. Genome sequence of *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* suggests contribution of large numbers of effector genes and insertions sequences to its race diversity. **JARQ**, v. 39, n. 4, p. 275-287, 2005.

OU, S. H. **A Handbook of Rice Diseases in the Tropics**. Los Baños, Lagu-

na, Philippines: IRRI, 1973. 58 p.

OU, S. H. **Rice Diseases**. 2. ed. Kew: Commonwealth Mycological Institute, 1985. 108 p.

RAO, K. K.; LAKSHMINARASU, M.; JENA, K. K. DNA markers and marker-assisted breeding for durable resistance to bacterial blight disease in rice. **Biotechnology Advances**, v. 20, p. 33–34, 2002.

REDDY, P. R. Studies on bacteriophages of *Xanthomonas oryzae* and *Xanthomonas translucens* f. sp. *oryzicola*, the incitants of blight and streak diseases of rice. 1972. Tese (Ph.D) - Banaras Hindu University, Varanasi, India.

RYBA-WHITE, M.; NOTTEGHEM, J. L.; LEACH, J. E. Comparison of *Xanthomonas oryzae* pv. *oryzae* strains from Africa, North America, and Asia by restriction fragment length polymorphism analysis. **International Rice Research Notes**, v. 20, p. 25-26, 1995.

SAATY, T. L. **Fundamentals of decision making and priority theory with the analytic hierarchy process**. Kindle Edition, 2013. 527p.

SECOR, G. A.; DE BUHR, L.; GUDMESTAD, N. C. Chemical sanitation for bacterial ring rot. **American Potato Journal**, v. 64, p. 699-700, 1987.

SRINIVASAN, M. C.; THIRUOMALACHAR, M. J.; PATEL, M. K. Bacterial blight disease of rice. **Current Science**, v. 28, p. 469-470, 1959.

SRIVASTAVA, D. N. Epidemiology and control of bacterial blight of rice in India. Owashi, Tsukuba: **Japan International Research Center for Agricultural Sciences**, v.1, p. 11-18, 1967.

SWINGS, J.; VAN DEN MOOTER, M.; VAUTERIN, L.; HOSTE, B.; GILLIS, M.; MEW, T. W.; KERSTERS, K. Reclassification of the causal agents of bacterial Blight (*Xanthomonas campestris* pv. *oryzae*) and bacterial leaf streak (*Xanthomonas campestris* pv. *oryzicola*) of rice as pathovars of *Xanthomonas oryzae* (ex Ishiyama 1922) sp. nov., nom. rev. **International Journal of Systematic Bacteriology**, v. 40, n. 3, p. 309-311, 1990.

TAGAMI, Y.; MIZUKAMI, T. **Historical review of the research on bacterial leaf blight of rice caused by *Xanthomonas oryzae* (Uyeda et Ishiama) Dowson**. Tokyo: Ministry of Agriculture and Forestry, 1962. 112 p. (Special Report of the Plant Disease and Insect Pests Forecasting Service, 10).

WEBSTER, R. K. Introduction. In: CARTWRIGHT, R. D.; GROTH, D. E.; WAMISHE, Y. A.; GREER, C. A.; CALVERT, L. A.; VERA CRUZ, C. M.; VERDIER, V.; WAY, M. O. **Compendium of rice diseases**. 2.ed. St. Paul: The American Phytopathological Society, 2018a. p.1-2. (The Disease Compendium Series of the American Phytopathological Society).

WEBSTER, R. K. The rice plant. In: CARTWRIGHT, R. D.; GROTH, D. E.; WAMISHE, Y. A.; GREER, C. A.; CALVERT, L. A.; VERA CRUZ, C. M.; VERDIER, V.; WAY, M. O. **Compendium of rice diseases**. 2.ed. St. Paul: The American Phytopathological Society, 2018b. p. 3-5. (The Disease Compendium Series of the American Phytopathological Society).

Anexos

Anexo 1. Importação de arroz com casca para semeadura (kg).

País	Ano			
	2016	2017	2018	Total
Argentina	1.519.170	2.012.552	144.100	3.675.822
Estados Unidos	43.200	0	224.500	267.700
Uruguai	461.125	20	517.058	978.203
Total	2.023.495	2.012.572	885.658	4.921.725

Fonte: Brasil (2019b)

Anexo 2. Importação de arroz com casca não parboilizado (não estufado) (kg).

País	Ano			
	2016	2017	2018	Total
Paraguai	75.238.839	68.670.500	59.438.500	203.347.839
Uruguai	8.637.000	10.192.780	4.474.750	23.304.530
Argentina	2.449.750	409.560	150.000	3.009.310
Total	86.325.589	79.272.840	64.063.250	229.661.679

Fonte: Brasil (2019b)

Anexo 3. Exportação de arroz com casca não parboilizado (não estufado) (kg).

País	Ano			
	2016	2017	2018	Total
Venezuela	60.260.897	30.000	532.921.246	593.212.143
Nicarágua	103.187.926	75.666.380	114.246.850	293.101.156
Costa Rica	26.250.720	21.634.000	62.503.322	110.388.042
Turquia	0	0	2.921.880	2.921.880
Guatemala	0	0	294.000	294.000
Paraguai	0	84.400	188.200	272.600
Total	189.699.543	97.414.780	713.075.498	1.000.189.821

Fonte: Brasil (2019b)

Anexo 4. Produção, produtividade e área cultivada com arroz de sequeiro no Brasil em 2018.

Regiões	Produção (mil t)	Produtividade (Kg/ha)	Área (mil ha)
Norte	315,8	2.722	116,0
Nordeste	346,5	1.635	211,8
Centro Oeste	434,9	3.224	134,9
Sudeste	11,4	2.264	5,0
Sul	5,9	2.045	2,9
Total	1.114,5	2.378	470,6

Conab (2018)

Anexo 5. Produção, produtividade e área cultivada com arroz irrigado no Brasil em 2018.

Regiões	Produção (mil t)	Produtividade (Kg/ha)	Área (mil ha)
Norte	695,5	5.472	127,1
Nordeste	109,2	5.487	19,9
Centro Oeste	179,8	5.481	32,8
Sudeste	40,1	4.599	8,7
Sul	9.130,2	7.755	1.177,4
Total	10.154,8	7.4347	1.365,9

Conab (2018)

Anexo 6. Produção total de arroz no Brasil em 2018.

Regiões	Produção (mil t)	Produtividade (Kg/ha)	Área (mil ha)
Norte	1.011,3	4.160	243,1
Nordeste	455,7	1.966	231,7
Centro Oeste	614,7	3.665	167,7
Sudeste	51,5	3.747	13,7
Sul	9.136,1	7.741	1.180,3
Total	11.269,3	6.136	1.836,5

Conab (2018)

Meio semi-seletivo Suwa (Ou, 1985)

Glutamato de Sódio	2,0 g
MgCl ₂ .6H ₂ O	1,0 g
KH ₂ PO ₄	0,1 g
Peptona	10 g
Sacarose	5,0 g
Agar	17 g
Água destilada	1000 mL
*Fe-EDTA	1,0 mL

*Preparar a solução estoque de Fe-EDTA, dissolvendo-se 6,57 mg em 100 mL de água destilada estéril (pode-se utilizar filtro de 0,22 µm na filtração). Adicionar 1,0 mL da solução estoque de Fe-EDTA ao meio de cultura autoclavado à temperatura de cerca de 60o C, imediatamente antes de distribuí-los em placa de Petri. Geralmente, este meio é utilizado para isolamento da bactéria.

Meio WF-P (Karganilla et al., 1973)

Sacarose	20 g
Peptona	5,0 g
$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	0,5 g
Na_2HPO_4	0,82 g
FeSO_4	0,05 g
Agar	17 g
Água destilada	1000 mL

Meio YDC (Lelliot, Stead, 1987)

Extrato de levedura	10 g
Dextrose	20 g
CaCO_3	20 g
Bacto Agar	14 g
Água destilada	1000 mL



*Recursos Genéticos e
Biotecnologia*



**PÁTRIA AMADA
BRASIL**
GOVERNO FEDERAL

CGPE: 15408