

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA MARIA  
CENTRO DE CIÊNCIAS NATURAIS E EXATAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGROBIOLOGIA**

**CARACTERIZAÇÃO FISIOLÓGICA DE GENÓTIPOS  
DE BATATA (*Solanum tuberosum* L.) E SUA  
EFICIÊNCIA DE USO E RESPOSTA QUANTO AO  
FÓSFORO**

**DISSERTAÇÃO DE MESTRADO**

**Suzi Cerezer Uliana**

**Santa Maria, RS, Brasil**

**2013**

**CARACTERIZAÇÃO FISIOLÓGICA DE GENÓTIPOS DE  
BATATA (*Solanum tuberosum* L.) E SUA EFICIÊNCIA DE  
USO E RESPOSTA QUANTO AO FÓSFORO**

**Suzi Cerezer Uliana**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em  
Agrobiologia, da Universidade Federal de Santa Maria (UFSM, RS),  
como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre em  
Agrobiologia**

Orientador: Prof. Fernando Teixeira Nicoloso

Santa Maria, RS, Brasil  
2013  
**Universidade Federal de Santa Maria**

**Centro de Ciências Naturais e Exatas  
Programa de Pós-Graduação em Agrobiologia**

A Comissão Examinadora, abaixo assinada,  
aprova a Dissertação de Mestrado

**CARACTERIZAÇÃO FISIOLÓGICA DE GENÓTIPOS DE BATATA  
(*Solanum tuberosum* L.) E SUA EFICIÊNCIA DE USO E RESPOSTA  
QUANTO AO FÓSFORO**

Elaborada por  
**Suzi Cerezer Uliana**

como requisito parcial para obtenção do grau de  
Mestre em Agrobiologia

**Comissão Examinadora:**

---

**Fernando Teixeira Nicoloso, Dr.**  
(Presidente/Orientador)

---

**Arthur Germano Fett-neto, PhD.** (UFRGS)

---

**Eduardo Giroto, Dr.** (IFRS)

Santa Maria, 14 de março de 2013

## DEDICATÓRIA

A minha mãe **Rosane**, por estar sempre perto de mim me guiando e vibrado a cada conquista minha.

Ao meu pai **Celito**, por me incentivar tanto. Suas palavras sempre foram a minha segurança.

Ao meu irmão **Victor Matheus**, razão da minha vida.

A minha irmã **Greici**.

## AGRADECIMENTOS

Agradeço em primeiro lugar a Deus por ter permitido que eu chegasse até aqui, desta forma tão maravilhosa.

Aos meus pais, Rosane e Celito Uliana, meus exemplos de vida, meu grande orgulho. Amo muito vocês e agradeço todo ensinamento e confiança que depositaram em mim.

Ao meu irmãozinho Victor Matheus C. Uliana que sempre me encheu de carinho, me dando forças para seguir em frente e a minha irmã Greici C. Uliana.

Ao meu namorado Anderson P. Missio por me acompanhar em cada conquista.

A professora Rejane Flores por ter acreditado em mim, permitindo que eu fizesse parte do laboratório. Obrigada por sua amizade e por ter me ensinado tanto.

Ao Professor Fernando Teixeira Nicoloso pela orientação durante esses anos, pela oportunidade de estar realizando meu mestrado e pelos ensinamentos oferecidos.

A minha grande amiga Hilda Hildebrand Soriani (Pós- doutoranda), por ter sido minha verdadeira professora, não medindo esforços para acompanhar meu trabalho. Muito Obrigada por todos os teus ensinamentos! Tua amizade e companheirismo levarei por toda a vida.

As minhas amigas e colegas de mestrado inseparáveis Franciele A. Neis e Darlene Sausen. Vocês foram minhas grandes companheiras. Obrigada por tudo! Vocês estarão sempre no meu coração.

A professora Luciane A. Tabaldi, pela amizade, pela atenção disponibilizada durante o meu mestrado e pela ajuda fundamental na execução do trabalho. Obrigada!

A doutoranda Liana V. Rossato, por sua contribuição na realização do trabalho.

Aos mestrandos Gabriel Schaich e Sibila T. Nunes pela amizade, e ajuda durante todo o tempo de convívio no laboratório.

As doutorandas Júlia G. Farias e Bibiana S. Moraes pelo auxílio durante esse período.

Aos bolsistas de iniciação científica Marcos, Leonardo, Pedro, Victória, Gessieli, Andrieli, Jover, Heloisa, Raíssa, Bianca e Jussiane pela contribuição indispensável na execução do trabalho. Muito obrigada!

A bióloga Tania Maria B. Viana por sua ajuda durante esses anos de laboratório.

As minhas amigas e colegas de graduação e mestrado, Mariana Durigon, Tatiane Bertuzzi e Daniele Grigoletto. Muito obrigada pela amizade e companheirismo!

Aos colegas de mestrado pela convivência maravilhosa proporcionada.

Aos amigos que de uma forma ou outra contribuíram para esta conquista.

Ao laboratório de química da UFSM, em especial ao Matheus e ao professor Valderi, pela realização de análises.

A Universidade Federal de Santa Maria e ao Programa de Pós-Graduação em Agrobiologia, pela oportunidade de realizar minha graduação e mestrado.

Ao CNPq pela concessão da bolsa de estudos.

Obrigada a todos!

## EPÍGRAFE

*"Dignos e sábios são os pássaros.  
Apesar de sofrerem por maldade alheia, de terem seus ninhos desfeitos,  
seus amores perdidos ou sua asa ferida, sempre recolhem forças e louvam  
a Deus logo de manhãzinha.  
Todo homem deveria ser passarinho por dentro."*

*(Wanderly Frota)*

## LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 – Genótipos de batata [SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O), SMIJ319-7 (S)], cultivados em dois níveis de fósforo (5% e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) aos 18 DAT (dias após o transplântio) (A), 39 DAT (B) e 62 DAT (C) em sistema hidropônico em casa de vegetação..... 32
- Figura 2 – Efeito de dois níveis de fósforo (5 e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) na atividade de fosfatase ácida na quarta folha (A), na atividade de fosfatase ácida em raízes (B), na concentração de fósforo solúvel (Pi) no tecido da quarta folha (C), na concentração de fósforo solúvel (Pi) no tecido da raiz (D), no conteúdo de fósforo total nos tecidos das folhas (E) e no conteúdo de fósforo total nos tecidos das raízes (F) dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados ao 18 DAT (dias após o transplântio) e 39 DAT..... 44
- Figura 3 – Efeito de dois níveis de fósforo (5 e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) na concentração de clorofila total (CHL total) (A), na razão clorofila *a* sobre clorofila *b* (Chl *a* / *b*) (B), na concentração de carotenóides (C) e na razão carotenóides sobre clorofila total (carotenóides/CHL tota) (D) dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados ao 18 DAT (dias após o transplântio) e 39 DAT..... 46
- Figura 4 – Efeito de dois níveis de fósforo (5 e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) na razão fluorescência variável/fluorescência máxima (eficiência fotoquímica máxima do PSII - Fv/Fm) (A), na razão fluorescência variável/fluorescência inicial (Fv/Fo) (B), no rendimento quântico efetivo do PSII na menor radiação (Y(II)<sub>125</sub>) (C) e na taxa de transporte de elétrons na maior radiação (ETR<sub>1500</sub>) (D) dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados ao 18 DAT e 39 DAT..... 48
- Figura 5 – Classificação de quatro genótipos de batata [SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O), SMIJ319-7 (S)] cultivados em hidroponia quanto à eficiência de utilização de P sob baixo nível de P e resposta à aplicação de P para a produção biomassa de folhas e raízes. Eficiente e responsivo (ER); não-eficiente e responsivo (NER); eficiente e não-responsivo (ENR); não-eficiente e não-responsivo (NENR)..... 50
- Figura 6 – Classificação de quatro genótipos de batata [SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O), SMIJ319-7 (S)] cultivados em hidroponia quanto à eficiência de utilização de P sob baixo nível de P e resposta à aplicação de P para a produção total de tubérculos. Eficiente e responsivo (ER); não-eficiente e responsivo (NER); eficiente e não-responsivo (ENR); não-eficiente e não-responsivo (NENR)..... 51

Figura 7 – Classificação de quatro genótipos de batata [SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O), SMIJ319-7 (S)] cultivados em hidroponia quanto à eficiência de utilização de P sob baixo nível de P e resposta à aplicação de P para a produção de tubérculos de 3 a 5 cm de diâmetro. Eficiente e responsivo (ER); não-eficiente e responsivo (NER); eficiente e não-responsivo (ENR); não-eficiente e não-responsivo (NENR).....	51
Figura 8 – Classificação de quatro genótipos de batata [SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O), SMIJ319-7 (S)] cultivados em hidroponia quanto à eficiência de utilização de P sob baixo nível de P e resposta à aplicação de P para o índice de colheita. Eficiente e responsivo (ER); não-eficiente e responsivo (NER); eficiente e não-responsivo (ENR); não-eficiente e não-responsivo (NENR).....	52
Figura 9 – Classificação de quatro genótipos de batata [SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O), SMIJ319-7 (S)] cultivados em hidroponia quanto à eficiência de utilização de P em folhas (EUPF) sob baixo nível de P e resposta à aplicação de P. Eficiente e responsivo (ER); não-eficiente e responsivo (NER); eficiente e não-responsivo (ENR); não-eficiente e não-responsivo (NENR).....	52
Figura 10 – Classificação de quatro genótipos de batata [SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O), SMIJ319-7 (S)] cultivados em hidroponia quanto à eficiência de utilização de P em raízes (EUPR) sob baixo nível de P e resposta à aplicação de P. Eficiente e responsivo (ER); não-eficiente e responsivo (NER); eficiente e não-responsivo (ENR); não-eficiente e não-responsivo (NENR).....	53

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Efeito de dois níveis de fósforo (5% e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) no número de folhas, número de estolões e comprimento das hastes dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados aos 18 DAT (dias após o transplântio), 39 DAT e 62 DAT em cultivo hidropônico em casa de vegetação.....	33
Tabela 2 – Efeito de dois níveis de fósforo (5% e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) na massa fresca de parte aérea, massa fresca de raízes, massa fresca de hastes, massa fresca de estolões e massa fresca total dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados aos 18 DAT (dias após o transplântio), 39 DAT e 62 DAT em cultivo hidropônico em casa de vegetação.....	34
Tabela 3 – Efeito de dois níveis de fósforo (5% e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) na massa seca de parte aérea, massa seca de raízes, massa seca de hastes, massa seca de estolões e massa seca total dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados aos 18 DAT (dias após o transplântio), 39 DAT e 62 DAT em cultivo hidropônico em casa de vegetação.....	35
Tabela 4 – Efeito de dois níveis de fósforo (5% e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) na razão massa fresca de raízes sobre massa fresca de parte aérea e na massa seca de raízes sobre massa fresca de parte aérea dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados aos 18 DAT (dias após o transplântio), 39 DAT e 62 DAT em cultivo hidropônico em casa de vegetação.....	36
Tabela 5 – Efeito de dois níveis de fósforo (5% e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) no número de tubérculos, na massa fresca de tubérculos, na massa seca de tubérculos e no índice de colheita dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados aos 18 DAT (dias após o transplântio), 39 DAT e 62 DAT em cultivo hidropônico em casa de vegetação.....	37
Tabela 6 – Efeito de dois níveis de fósforo (5% e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) no número de tubérculos por categoria de tamanho, na massa fresca de tubérculos por categoria de tamanho e na massa seca de tubérculos por categoria de tamanho dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados aos 18 DAT (dias após o transplântio), 39 DAT e 62 DAT em cultivo hidropônico em casa de vegetação.....	39

Tabela 7 – Coeficiente de correlação de Pearson entre variáveis analisadas e a eficiência no uso e resposta ao P nas folhas (EUPF).....	54
Tabela 8 – Coeficiente de correlação de Pearson entre variáveis analisadas e a eficiência no uso e resposta ao P nas raízes (EUPR).....	55

## LISTA DE ABREVIATURAS

APases	Fosfatases ácidas
ATP	Adenosina trifosfato
Chl <i>a</i>	Clorofila <i>a</i>
Chl <i>b</i>	Clorofila <i>b</i>
CO <sub>2</sub>	Gás carbônico
DAT	Dias após o transplântio
ENR	Eficiente e não-responsivo
ER	Eficiente e responsivo
ETR	Taxa de transporte de elétrons
EUPF	Eficiência de utilização do P em folhas
EUPR	Eficiência de utilização do P em raízes
F <sub>m</sub>	Fluorescência máxima
F <sub>o</sub>	Fluorescência inicial
F <sub>v</sub>	Fluorescência variável (F <sub>m</sub> – F <sub>o</sub> )
F <sub>v</sub> /F <sub>m</sub>	Eficiência quântica máxima do fotossistema II
F <sub>v</sub> /F <sub>o</sub>	Eficiência quântica máxima do fotossistema II (mais sensível que F <sub>v</sub> /F <sub>m</sub> )
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	Fosfato de potássio monobásico
MF	Massa fresca
MS	Massa seca
NADPH	Nicotinamida adenina dinucleotídeo fosfato reduzida
NENR	Não-eficiente e não-responsivo
NER	Não-eficiente e responsivo
P	Fósforo
P <sub>i</sub>	Fósforo solúvel
PSI	Fotossistema I
PSII	Fotossistema II
RFA	Radiação fotossinteticamente ativa
TCA	Ácido tricloroacético
Y(II)	Rendimento quântico efetivo do fotossistema II

## **LISTA DE APÊNDICES**

<b>Apêndice A – Concentrações dos componentes na solução nutritiva utilizada no cultivo em sistema hidropônico em areia dos quatro genótipos de batata.....</b>	<b>85</b>
---	-----------

## SUMÁRIO

<b>INTRODUÇÃO GERAL .....</b>	<b>14</b>
<b>1 CARACTERIZAÇÃO FISIOLÓGICA DE GENÓTIPOS DE BATATA (<i>Solanum tuberosum</i> L.) E SUA EFICIÊNCIA DE USO E RESPOSTA QUANTO AO FÓSFORO.....</b>	<b>19</b>
Resumo.....	19
Abstract.....	20
Introdução.....	21
Material e Métodos.....	23
Resultados.....	29
Discussão.....	56
Conclusões.....	68
Referências.....	70
<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>80</b>
<b>APÊNDICES.....</b>	<b>84</b>

## INTRODUÇÃO GERAL

A batata é a planta tuberífera mais cultivada no mundo constituindo uma das mais importantes fontes de energia na alimentação humana. É pertencente à família Solanaceae, gênero *Solanum*, o qual contém mais de 2.000 espécies, das quais mais de 150 são produtoras de tubérculos. A espécie cultivada de maior importância no mundo é a *Solanum tuberosum* sendo cultivada em pelo menos 140 países (FORTES; PEREIRA, 2003), e ocupando o quarto lugar em produção mundial de alimentos, superada somente pelo trigo, milho e arroz (FAO, 2013).

A batata é a hortaliça de maior expressão em produção no Brasil e os estados de Minas Gerais, São Paulo, Paraná, Rio Grande do Sul, Bahia e Santa Catarina são responsáveis por mais de 95% da produção nacional (IBGE, 2008), sendo um dos alimentos mais consumidos devido à sua composição, versatilidade gastronômica e tecnológica e baixo preço. O Estado do Rio Grande do Sul, em comparação com os demais estados produtores apresenta menor produção de batata, sendo que a safra de 2011 foi de 388.752 toneladas em área colhida de 21.863 hectares, tendo rendimento médio de 17.781 toneladas ha<sup>-1</sup> (IBGE, 2012).

A produção no estado do Rio Grande do Sul tem-se reduzido em função, em grande parte, de uso de batata-semente de baixa qualidade (SOUZA et al., 1999) e pela falta de cultivares adaptadas às condições da região (PEREIRA, 2003) que tem predominância de solos ácidos, com níveis tóxicos de alumínio e manganês, e baixos níveis dos nutrientes como o fósforo, cálcio e magnésio (FREIRE, 2003). Apesar destes solos conterem grandes quantidades de fósforo (P) total, a sua disponibilidade para as plantas é muito pequena devido à sua tendência em formar compostos de baixa solubilidade, dificultando assim sua absorção pelas plantas (BISSANI et al., 2008). A forma de P mais rapidamente absorvida pela planta é o fosfato inorgânico (H<sub>2</sub>PO<sub>4</sub><sup>-</sup> e HPO<sub>4</sub><sup>2-</sup>). A cultura da batata é altamente responsiva às alterações ambientais, sobretudo àquelas de origem edáfica, especialmente relativa à fertilidade (BREGAGNOLI et al., 2004). Entre outros fatores, sua produção depende da habilidade da planta em captar o P existente no solo. Em razão disto, considerando a baixa disponibilidade deste nutriente encontrada nos solos, seu transporte lento até as raízes (Al et. al., 2009) e também pela espécie apresentar

uma área de exploração de nutrientes relativamente pequena devido ao seu sistema radicular superficial (EKELOFF, 2007). Sua produção fica altamente condicionada à aplicação contínua de fertilizantes fosfatados aumentando assim o custo do cultivo e o esgotamento de reservas fosfatadas. A Embrapa (1999) relatou que os fertilizantes representam o segundo maior custo na produção da batata, aproximadamente 15%, após os custos com batata-semente (35%). No entanto os métodos de cultivo convencionalmente utilizados para a produção de batata caracterizam-se pelo uso indiscriminado de quantidades inadequadas de fertilizantes, com a aplicação de grandes volumes ou quantidades reduzidas às usuais (VALE, 2003).

Embora sendo o quinto nutriente em ordem decrescente de absorção para grande parte das culturas, o P é o elemento que promove aumentos mais significativos na produtividade da batata, estimulando a produção de tubérculos de maior tamanho (PREZOTTI et al., 1986), ou seja, de tamanho desejável para o mercado. Depois do nitrogênio o P é considerado como sendo o segundo nutriente mais limitante na produção agrícola (HALVIN et al., 2005) enfatizando a necessidade intensiva de adubação fosfatada na agricultura.

Estudos têm mostrado que em aproximadamente 60 a 80 anos teremos a depleção das rochas fosfatadas de onde é retirado a maior parte do P para a produção de fertilizantes fosfatados (VANCE, 2001). Como este elemento não tem substituto nas culturas e, conseqüentemente, na produção de alimentos (ASHELEY et. al., 2011), um grande problema tem se estabelecido. Portanto, medidas alternativas de manejo sustentável devem ser tomadas para a manutenção da produção das culturas, tão dependentes deste nutriente. A seleção de genótipos eficientes na aquisição e utilização do P, ou seja, de alta eficiência nutricional é uma estratégia relevante para reduzir a aplicação de fertilizantes fosfatados. A eficiência de aquisição depende dos ganhos de eficiência de absorção e de enraizamento, incluindo mudanças na arquitetura da raiz e produção de exsudatos (POTTERS et al., 2007; LYNCH, 2001). Já a eficiência de utilização do P depende da eficiência de translocação deste nutriente e de conversão em biomassa. Outra estratégia viável é a utilização de genótipos que demonstrem maior incremento de produção com a aplicação de adubos fosfatados, evitando o uso indiscriminado destes e reduzindo assim o custo da produção de batata. O uso de associações das raízes com micorrizas para melhorar a absorção de P também é uma estratégia viável em deficiência de P. Muitos trabalhos mostram respostas positivas das plantas, quando inoculadas com

fungos micorrízicos arbusculares, principalmente em relação à nutrição de P (TAIZ; e ZEIGER, 2004). Desta forma muitos genótipos têm sido estudados em relação à sua eficiência de uso e resposta ao fósforo, visando alta produtividade e qualidade de tubérculo.

Pode-se dizer que a eficiência de uso do fósforo, seja em baixa disponibilidade, ou em suprimento adequado do elemento, relaciona-se com a maior produção de biomassa, associada ao menor consumo de fósforo. Sendo assim, plantas eficientes na utilização do fósforo são aquelas que produzem maior quantidade de matéria seca por unidade de fósforo absorvido (GERLOFF, 1976), que corresponde ao índice proposto por Siddiqi e Glass (1981), através da equação:  $(\text{matéria seca produzida})^2 (\text{unidade do nutriente absorvido})^{-1}$ , que evita que na classificação de genótipos para eficiência nutricional, plantas eficientes na absorção, mas de baixa produção de biomassa sejam selecionadas.

Já a resposta à adubação está associada à capacidade de aumento da produção de biomassa com o maior suprimento do nutriente (ARAÚJO, 2000).

O grupo de pesquisa Fisiologia de Plantas de Interesse Agrobiológico da Universidade Federal de Santa Maria classificou vários genótipos de batata quanto à eficiência de utilização e resposta à aplicação do P, usando representações gráficas em plano cartesiano segundo metodologia proposta por Fageria e Baligar (1993), obtendo quatro grupos de genótipos: eficientes e responsivos (ER), eficientes e não-responsivos (ENR), não-eficientes e responsivos (NER), não-eficientes e não-responsivos (NENR). Esta classificação foi baseada em produção de tubérculos.

Em baixa disponibilidade de P no solo diversos mecanismos tanto de caráter morfológico quanto bioquímico ou fisiológico são utilizados pelas plantas para superarem esta deficiência, aumentando a eficiência tanto de aquisição quanto de utilização do P. Entre estes mecanismos destaca-se o aumento da relação raiz/parte aérea e o incremento da produção de fosfatases ácidas (RHAGHOTHAMA, 1999). A atividade de fosfatases ácidas, grupo de enzimas que catalisam a hidrólise de uma variedade de ésteres de fosfato (DUFF et al., 1994), é considerada um indicador do estado nutricional das plantas, pois sua atividade aumenta à medida que se eleva a deficiência desse nutriente (ASCENCIO, 1994).

A grande importância do P para as plantas se dá por este nutriente ser um dos dezessete elementos essenciais para a sobrevivência das plantas. É um dos macronutrientes que mais limita o crescimento e desenvolvimento destas, pois

apresenta várias funções tais como elemento estrutural de moléculas como ácidos nucléicos, proteínas e coenzimas. Participa também de processos celulares através do armazenamento e transferência de energia; apresenta função regulatória de rotas metabólicas no citoplasma e nos cloroplastos, atuando diretamente nos processos de fotossíntese e respiração (MARSCHNER, 2002).

Como a produtividade das plantas depende da fotossíntese e o processo fotossintético se baseia em compostos contendo P, baixos níveis deste elemento, que segundo Full (2011) ocorrem em mais da metade dos solos agrícolas do mundo, podem levar a redução na eficiência da fotossíntese, acarretando menor produção de fitomassa (SANTOS, 2006). Em deficiência de P verifica-se redução na matéria seca da planta, redução de brotações, atraso na emergência de folhas bem como menor número das mesmas e também em deficiências mais severas as plantas apresentam uma cor verde escura com manchas arroxeadas (GRANT, 2001).

No entanto, em algumas espécies vegetais, a deficiência de Pi limita a assimilação do CO<sub>2</sub> e, em outras esse processo não é afetado (FOYER; SPENCER, 1986, CRAFTS-BRANDNER, 1992), dependendo do período de deficiência do Pi nas folhas, e também da capacidade da espécie em responder a baixos níveis internos de Pi (KONDRACKA; RYCHTER, 1997). Esta redução na fotossíntese em deficiência de P ocorre, pois há uma redução no consumo de ATP e NADPH e menor carboxilação/regeneração de RuBP (SHUBHRA et al., 2004), bem como um decréscimo na expressão de genes relacionados à fotossíntese (LAWLOR; CORNIC, 2002), menor condutância do mesófilo e fechamento estomático (FLÜGGE et al., 2003).

A energia luminosa absorvida pelas moléculas de clorofila presentes nas folhas pode ser utilizada no processo fotossintético (fotoquímica), ser dissipada como calor ou ser novamente emitida na forma de luz vermelha ou vermelho distante (principalmente no fotossistema II - PSII) como fluorescência (KRAUSE; WEIS, 1991). Desta forma, alterações na fotossíntese e na dissipação de calor podem ser detectadas pela análise das variáveis da fluorescência da clorofila a, que estimam o desempenho funcional do PSII como a fluorescência inicial (Fo), a fluorescência máxima (Fm), a fluorescência variável (Fv) e a relação entre esses parâmetros como a eficiência quântica do PSII (Fv/Fm e Fv/Fo), bem como a taxa de transporte de elétrons (ETR) através dos fotossistemas II e I (KRAUSE; WEISS, 1991) e o rendimento quântico efetivo do PSII (YII). Esta técnica tem sido muito

utilizada em estudos fisiológicos, pois permite a rápida acumulação de informações sobre os processos fotoquímicos e não-fotoquímicos que ocorrem nas membranas dos tilacóides nos cloroplastos e permite o estudo das características relativas à absorção e capacidade de transferência de energia da luz para a cadeia de transporte de elétrons e alterações na conformação dos tilacóides, sendo utilizada também por ser uma técnica altamente sensível e não-destrutiva (KRAUSE; WEIS, 1991).

O uso dos parâmetros de fluorescência da clorofila permite avaliar o efeito de vários tipos de estresses sobre a fotossíntese (ZANANDREA, 2006), pois quando as plantas são expostas ao estresse ambiental ou abiótico, como a deficiência de P, alterações no estado funcional das membranas dos tilacóides nos cloroplastos provocam mudanças nas características dos sinais de fluorescência (BAKER; ROSENQVST, 2004), mostrando alterações nos valores normais das variáveis da fluorescência da clorofila *a*.

Os pigmentos fotossintéticos são responsáveis pela absorção e captura da energia da luz nas etapas iniciais da fotossíntese (BOWYER; LEEGOOD, 1997). Alterações na quantidade de pigmentos pode ser um indicativo de que algum dano pode estar ocorrendo no aparato fotossintético em razão de algum estresse biótico ou abiótico, como a deficiência de nutrientes (HENDRY; PRICE, 1993).

Devido à alta demanda de produção de batata e às características dos solos utilizados nesta cultura, torna-se relevante estudar o comportamento de genótipos desta espécie em relação ao fósforo. Em razão disto este trabalho teve por objetivo caracterizar genótipos de batata em relação à alta e baixa disponibilidade de P, utilizando parâmetros fisiológicos e bioquímicos, determinando também a partir desta disponibilidade contrastante de P, índices de eficiência de uso e resposta destes genótipos ao P.

# CARACTERIZAÇÃO FISIOLÓGICA DE GENÓTIPOS DE BATATA (*Solanum tuberosum* L.) E SUA EFICIÊNCIA DE USO E RESPOSTA QUANTO AO FÓSFORO

## RESUMO

O fósforo (P) é um dos macronutrientes que mais limita a produção agrícola, especialmente a produção de batata, que é uma cultura altamente responsiva à fertilidade do solo. A deficiência deste nutriente ocorre em mais da metade dos solos agricultáveis do mundo. Este estudo teve como objetivo estudar o efeito de níveis contrastantes de P em genótipos de batata através de parâmetros fisiológicos (crescimento, fluorescência da clorofila *a*, pigmentos fotossintéticos) e bioquímicos (atividade da fosfatase ácida, teor de fósforo nos tecidos), bem como a determinação de índices de eficiência e resposta ao P. O experimento foi conduzido em casa de vegetação, em sistema hidropônico em areia. Os tratamentos utilizados constaram de quatro genótipos de batata, SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) e dois níveis de fósforo (P), 5% de P e 50% (2,32 e 23,23 mg L<sup>-1</sup>, respectivamente) de P da solução padrão. As avaliações foram realizadas aos 18, 39 e 62 dias após o transplântio (DAT). O baixo nível de P foi responsável por reduções na produção de tubérculos bem como na produção de parte aérea e raiz, pois se verificou decréscimos no número de folhas e na massa fresca e seca destas partes da planta. A atividade da enzima fosfatase ácida foi maior em 5% de P em raiz e menor na quarta folha em período inicial de cultivo. A concentração de fósforo solúvel (Pi) bem como o conteúdo de P total no tecido, foram em geral menores no menor nível de P que no maior nível. A concentração de pigmentos fotossintéticos de maneira geral foi mantida em baixo P. As razões Fv/Fm e Fv/Fo, bem como a taxa de transporte de elétrons (ETR<sub>1500</sub>) para alguns genótipos tiveram reduções em 5% de P. A partir de índices de eficiência de uso e resposta ao P o genótipos SMIC148-A (C) e SMIF212-2 (M) foram classificados em NENR e os genótipos SMIJ319-7(S) e SMIG145-1 (O) em ER.

Palavras-chave: *Solanum tuberosum*, eficiência de uso ao P, eficiência de resposta ao P, fosfatase ácida, conteúdo de fósforo, fluorescência da clorofila *a*, pigmentos fotossintéticos.

## ABSTRACT

Phosphorus (P) is one of the macronutrient that most limits crop production, especially of that potato, a crop that is highly responsive to soil fertility. The deficiency of this nutrient occurs in more than half of the world's arable land. This work aimed to study the effect of two contrasting levels of P in potato genotypes through physiological (growth, chlorophyll *a* fluorescence, photosynthetic pigments) and biochemical parameters (acid phosphatase activity, phosphorus content in tissues), as well as determinate the efficiency and response index to P. The experiment was conducted hydroponically in a greenhouse, using sand as substrate. The treatments consisted of four potato genotypes SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) and SMIJ319-7 (S) and two levels of phosphorus (P), 5% P and 50% (2,32 e 23,23 mg L<sup>-1</sup>) P of the standard solution. Evaluations were performed at 18, 39 and 62 days after transplanting (DAT). The low level of P was responsible for reductions in tuber yield and production of shoot and root, as decreases in the number of leaves and fresh and dry weight of these parts of the plant were found. The activity of the acid phosphatase enzyme was higher on 5% of P in root and lower in the fourth leaf at initial period of cultivation. The concentration of soluble phosphorus (Pi) and total P content in the tissue, were generally lower at the lower phosphorus level that at the highest level. The concentration of the photosynthetic pigments has been generally kept similar between levels. The Fv/Fm and Fv/Fo ratios as well as a transport rate of electrons (ETR<sub>1500</sub>) for some genotypes had reductions on 5% P. On the basis of P use and response efficiency indexes, genotypes SMIC148-A (C) and SMIF212-2 (M) were classified into NENR and genotypes SMIJ319-7(S) and SMIG145-1 (O) ER.

Keywords: *Solanum tuberosum*, P use efficiency, P response efficiency, acid phosphatase, phosphorus content, a chlorophyll fluorescence, photosynthetic pigments.

# 1 INTRODUÇÃO

A batata (*Solanum tuberosum*) é a hortaliça mais importante no Brasil, assim como no Estado do Rio Grande do Sul (BISOGNIN, 1996), devido a sua composição, versatilidade gastronômica e tecnológica e baixo custo de comercialização dos tubérculos. Diversas variáveis condicionam o desempenho das plantas de batata, dentre elas a disponibilidade de nutrientes, como o fósforo (P), que tem proporcionado as maiores e mais frequentes respostas no crescimento e desenvolvimento desta espécie.

O P é um elemento insubstituível, pois apresenta várias funções vitais nas plantas, dentre elas a função regulatória de rotas metabólicas no citoplasma e nos cloroplastos, atuando diretamente nos processos de respiração e fotossíntese (MARSCHNER, 2002). O processo fotossintético constitui a base da produção de uma cultura, estimando-se que 90% da matéria seca total de um vegetal resultem diretamente da fotossíntese (JIAO et. al., 2003). Em razão disto, a deficiência de fósforo que ocorre em mais da metade dos solos agrícolas do mundo, está entre os principais estresses abióticos que limitam a produtividade das culturas (UEXKÜLL; MUTERT, 1995), pois gera uma redução em processos metabólicos como a fotossíntese (SANTOS, 2006).

A deficiência de P gera diminuição na altura da planta, atraso na emergência das folhas, redução nas brotações, na produção de matéria seca da planta e na produção de sementes, bem como o desenvolvimento de raízes secundárias e o aumento do crescimento da raiz em detrimento da parte aérea. Em deficiências mais severas deste nutriente verifica-se que a planta apresenta uma coloração que varia de verde-escura a púrpura (GRANT, 2001).

De acordo com Force et al. (2003) e Panda et al. (2008) o fotossistema II (PSII) pode ser afetado pelo estresse ambiental antes do aparecimento de qualquer dano aparente na planta. Alterações no aparelho fotossintético, em especial no PSII, podem ser detectadas pela análise da fluorescência da clorofila *a* (STRASSER, 1997; YUSUF et al., 2010), que é um método rápido e não destrutivo, que permite a análise da absorção e do aproveitamento da energia luminosa pelo fotossistema II,

estimando a capacidade fotossintética (MOUGET; TREMBLIN, 2002; NETTO et al., 2005).

Os parâmetros de fluorescência da clorofila *a* utilizados para avaliar o funcionamento do PSII incluem a fluorescência inicial ( $F_o$ ), a fluorescência máxima ( $F_m$ ), a fluorescência variável ( $F_v$ ), a relação entre esses parâmetros ( $F_v/F_m$  e  $F_v/F_o$ ) (LICHTENTHALER, 1992) assim como a taxa de transporte de elétrons (ETR) através dos fotossistemas II e I (KRAUSE; WEIS, 1991) e o rendimento quântico efetivo do PSII ( $Y_{II}$ ).

A concentração de pigmentos fotossintéticos como clorofila *a*, *b* e carotenóides também pode ser usada como indicativo de estresse nas plantas, como o causado por deficiência de nutrientes (HENDRY; PRICE, 1993).

As plantas utilizam estratégias que possibilitam seu crescimento e desenvolvimento mesmo em condições não-ótimas, como por exemplo, na deficiência de nutrientes. Na deficiência de P, uma estratégia utilizada para captação e realocação deste nutriente pode ser o aumento da atividade de uma variedade de fosfatases ácidas (APases) que catalisam a hidrólise de uma ampla variedade de monoésteres de fosfato, liberando fosfato inorgânico ( $P_i$ ) de substratos fosforilados (VINCENT et al., 1992). As APases podem ser consideradas como um indicador do estado nutricional das plantas e, portanto têm potencial para serem utilizadas para monitorar a necessidade de P em culturas (ROSSI; MONTEIRO, 1999), já que sua atividade aumenta à medida que se eleva a deficiência desse nutriente (ASCENCIO, 1994). Segundo Besford (1979), a determinação da atividade de fosfatases ácidas pode prever a deficiência de P nas plantas antes do aparecimento dos sintomas visuais de deficiência.

Para suprimir a deficiência de P encontrada na maioria dos solos agricultáveis do mundo, têm sido buscadas alternativas, como a adição de fertilizantes fosfatados, porém isso acarreta o aumento no custo da produção. No entanto, outra estratégia viável para minimizar o problema da baixa disponibilidade de P no solo é a seleção de genótipos de batata eficientes na aquisição e utilização do P disponível para o cultivo, ou seja, genótipos que apresentem maior eficiência de absorção, translocação e conversão do P em biomassa, bem como que respondam positivamente a um incremento no nível de P aplicada. Esta eficiência está relacionada a mecanismos associados à alterações nas características morfológicas e fisiológicas das plantas (ABICHEQUER; BOHNEN, 1998), como mudanças na

arquitetura e no crescimento das raízes, bem como incremento da atividade de fosfatases ácidas, dentro outros.

O objetivo deste trabalho foi a caracterização de quatro genótipos de batata submetidos a dois níveis contrastantes de P através de parâmetros fisiológicos e bioquímicos, bem como a determinação de índices de eficiência de uso e resposta ao P.

## **2 MATERIAL E MÉTODOS**

### **2.1 Material vegetal e condições de crescimento**

O experimento foi conduzido em casa de vegetação do Departamento de Biologia, Centro de Ciências Naturais e Exatas da Universidade Federal de Santa Maria, RS. O material vegetal utilizado foi proveniente de segmentos nodais (1,0 cm de comprimento) de plantas micropropagadas *in vitro* em meio MS (MURASHIGE; SKOOG, 1962), suplementado com 30 g L<sup>-1</sup> de sacarose, 0,1 g L<sup>-1</sup> de mio-inositol e 6 g L<sup>-1</sup> de agar, no Laboratório de Biotecnologia Vegetal. Após 15 dias de cultivo as plantas foram transferidas para sistema de cultivo em areia por 17 dias para a aclimatização, recebendo três irrigações diárias com solução nutritiva desenvolvida para o cultivo de batata sem solo (ANDRIOLO, 2006) e mantidas sob sombrite com 60% de sombra durante os cinco primeiros dias.

As plantas foram transplantadas para um sistema hidropônico contendo areia, composto por bandejas pretas de polietileno (55 x 34 x 15 cm), nas quais foi colocada uma camada de 7,0 cm de brita média para drenagem da solução de irrigação. Esta camada de brita foi coberta por uma tela fina de polietileno para separar o substrato, o qual foi formado por uma camada de 8,0 cm de areia média. Foram realizadas três irrigações diárias, com a duração de 15 min cada uma, com o auxílio de um programador digital e uma bomba de baixa vazão de modo que todo o substrato ficasse saturado de solução. A solução excedente era drenada através de dois orifícios, um situado na base e outro na parte superior da bandeja, para um

reservatório de 50 L.

Foram utilizados como tratamentos quatro genótipos de batata, SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S), previamente classificados quanto sua eficiência de uso e resposta ao P e dois níveis de fósforo (P) na solução nutritiva de Andriolo (2006), uma contendo 5% de P e outra 50% de P da solução padrão as quais correspondem a 2,32 e 23,23 mg L<sup>-1</sup> respectivamente, sendo o nível de 100% de P nesta solução correspondente à 46,46 mg L<sup>-1</sup> de P. A fonte utilizada de P foi KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>, e para manter o teor de potássio da solução padrão, foi utilizado KCl. A condutividade elétrica (CE) foi mantida em 2 dS m<sup>-1</sup> e o pH em 5,7, sendo ambos medidos a cada 2 dias. Foi utilizado HCl para ajustar o pH e água para reduzir a CE quando necessário. A solução nutritiva foi trocada duas vezes durante o cultivo e o consumo desta solução pelas plantas foi medido sempre que substituída.

## **2.2 Avaliação dos parâmetros de crescimento**

As avaliações dos parâmetros de crescimento foram realizadas aos 18, 39 e 62 dias após o transplântio (DAT), constando de número de folhas, tubérculos e estolões, comprimento das hastes, massa fresca e seca de folhas, de haste, de estolões, de raízes e de tubérculos. Após avaliação da massa fresca dos órgãos, as amostras foram colocadas em estufa de ar forçado a 40°C, até atingirem massa constante, para avaliação da massa seca. Quando as plantas submetidas ao baixo teor de P entraram em senescência (62 DAT) avaliou-se, além dos parâmetros de crescimento descritos acima, a produção de tubérculos através do número e da massa fresca e seca de tubérculos pertencentes às seguintes classes: 1 - 2 cm, 2 - 3 cm e 3 - 5 cm de diâmetro.

## **2.3 Quantificação da atividade enzimática e do conteúdo de P**

### **2.3.1 Fosfatase ácida (EC 3.1.3.2)**

As raízes e a quarta folha expandida de plantas aos 18 e 39 dias após o transplântio foram congeladas em N<sub>2</sub> líquido e armazenadas a -80°C. Posteriormente 1,0 g de amostra foi macerada em N<sub>2</sub> líquido e homogeneizadas em tampão Tris-HCl 100 mM (pH 7,4), ácido etilenodiaminotetraacético (EDTA) 1,0 mM e albumina 0,1% na proporção de 1:3 (m/v), depois centrifugadas a 20.000 g durante 30 min a -4 °C e o sobrenadante resultante foi utilizado para o ensaio enzimático. A atividade das fosfatases ácidas foi determinada de acordo com Tabaldi et al. (2007) num meio de reação que consistia em azida de sódio 3,5 mM, cloreto de cálcio 2,5 mM e tampão citrato 100 mM (pH 5,5) para um volume final de 200 µL. Uma alíquota de 20 µL de amostra foi adicionada à mistura de reação, com exceção dos controles, e pré-incubada durante 10 min a 35°C A reação foi iniciada pela adição de substrato (PPi 3,0 mM) e paralizada após 10 min pela adição de 200 µL de TCA a 10% para uma concentração final de 5%.

O fosfato inorgânico (Pi), produto da reação da enzima, foi quantificado a 630 nm em espectrofotômetro modelo SF325NM (Bel Engineering, Itália) utilizando-se verde de malaquita como reagente colorimétrico e KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> como padrão para a curva de calibração. A concentração de proteínas totais foi quantificada pelo método de Bradford (1976).

### 2.3.2 Concentração de fósforo solúvel (Pi)

O mesmo material utilizado no ensaio da fosfatase ácida foi utilizado para quantificar a concentração de fósforo solúvel tecidual, usando-se para isso curva padrão construída com KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>. Uma alíquota da amostra diluída (800 uL) foi incubada a 45°C durante 45 minutos em meio contendo ácido sulfúrico 2,5 N, molibdato de amônio 4,8 mM e ácido ascórbico 35 mM, em um volume total de 1,0 mL. Após o resfriamento à temperatura ambiente, as amostras foram lidas a 650 nm em espectrofotômetro modelo SF325NM (Bel Engineering, Itália).

### 2.3.3 Conteúdo de fósforo total

As amostras de folhas e raízes de plantas coletadas aos 62 DAT, depois de secas em estufa, foram submetidas a um procedimento de digestão ácida em sistema aberto com bloco digestor Modelo DK (VelpScientifica, Itália). As amostras foram previamente pesadas e transferidas para os frascos de decomposição (tubo de vidro). A cada tubo de vidro contendo amostra foram adicionados 5 mL de HNO<sub>3</sub> 14 mol L<sup>-1</sup>. Os tubos foram tampados com tampas de polipropileno e mantidos a 140°C durante 2 h. Após a etapa de digestão, as amostras foram transferidas para frascos de polipropileno e avolumadas a 25 mL.

As determinações de fósforo (P) foram feitas por espectrometria de emissão óptica com plasma indutivamente acoplado (ICP OES) num espectrômetro da Perkin Elmer 4300 DV (Optima, EUA) equipado com nebulizador Gencone<sup>®</sup>.

Os conteúdos acumulados de P foram obtidos pelo produto entre a concentração de P e a matéria seca de cada parte da planta, sendo expressos em mg planta<sup>-1</sup>.

## 2.4 Quantificação dos pigmentos fotossintéticos

As concentrações de clorofila *a* (Chl *a*), clorofila *b* (Chl *b*) e clorofila total (Chl total), bem como o teor de carotenóides foram determinados seguindo a metodologia descrita por Hendry e Price (1993), sendo utilizadas quatro amostras por tratamento.

A quarta folha expandida das plantas coletadas aos 18 e 39 DAT foram congeladas em N<sub>2</sub> líquido e armazenadas a -80°C até o momento da quantificação, quando foram maceradas com N<sub>2</sub> líquido e 50 mg de amostra homogeneizada em 5,0 mL de acetona 80%, sendo posteriormente transferida para tubos tipo Falcon e centrifugada a 4.000 g por 3 minutos a 25°C.

As absorvâncias do sobrenadante a 480, 645 e 663 nm foram determinadas em espectrofotômetro modelo SF325NM (Bel Engineering, Itália) e as concentrações de clorofila *a*, *b*, total, e carotenóides foram calculadas através das equações:

$$\text{Chl } a \text{ (mg g}^{-1} \text{ MF): } \frac{(((11,75 \times A663) - (2,35 \times A645)) \times V)}{\text{MF}}$$

$$\text{Chl } b \text{ (mg g}^{-1} \text{ MF): } \frac{(((18,61 \times A645) - (3,96 \times A663)) \times V)}{\text{MF}}$$

$$\text{Chl total (mg g}^{-1} \text{ MF): Chl } a + \text{Chl } b$$

$$\text{Carotenoides (mg g}^{-1} \text{ MF) : } \frac{((1000 \times A480) - (2,27 \times \text{Chl } a) - (81,4 \times \text{Chl } b)) / 227}{\text{MF}}$$

Onde: V = volume do extrato de folhas (mL),  
MF = massa fresca da amostra (mg).

## 2.5 Avaliação da fluorescência da clorofila a

Os parâmetros de fluorescência da clorofila a: fluorescência inicial ( $F_0$ ), fluorescência máxima ( $F_m$ ), razão fluorescência variável/fluorescência máxima (eficiência fotoquímica máxima do PSII) ( $F_v/F_m$ ), a razão fluorescência variável/fluorescência inicial ( $F_v/F_0$ ), o rendimento quântico efetivo do PSII ( $Y_{II_{125}}$ ) e a taxa de transporte de elétrons ( $ETR_{1500}$ ) foram medidos com o fluorômetro de pulso modulado JUNIOR-PAM (Walz, Alemanha) no período entre 12:00h e 13:00h aos 18 e 39 DAT.

Para as medições utilizou-se a quarta folha expandida de três plantas por tratamento. Antes das medições as folhas a serem medidas foram pré-adaptadas no escuro pelo período de 30 minutos para a determinação da fluorescência inicial ( $F_0$ ) e, posteriormente submetidas a um pulso de luz saturante ( $10.000 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) por 0,6 s, determinando-se assim a fluorescência máxima ( $F_m$ ). A eficiência fotoquímica máxima do PSII ( $F_v/F_m$ ) foi calculada através da razão da fluorescência variável ( $F_m - F_0$ ) e a fluorescência máxima e a razão  $F_v/F_0$  através da razão da fluorescência variável ( $F_m - F_0$ ) e a fluorescência inicial. A taxa de transporte de elétrons ( $ETR_{1500}$ )

foi determinada através de curvas de luz (taxa de transporte de elétrons versus PAR), as quais foram construídas submetendo-se cada amostra a nove níveis de radiação (0, 125, 190, 285, 420, 625, 820, 1150 e 1500  $\mu\text{mol elétrons m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ) por 10 s.

## 2.6 Índices de eficiência de uso e resposta ao P

Realizou-se um ranqueamento, para os parâmetros de crescimento (produção de biomassa de folhas e raiz, produção total de tubérculos, produção de tubérculos graúdos e índice de colheita), aos 62 DAT e posteriormente criou-se diagramas com índices de eficiência de uso e resposta ao P para estes parâmetros.

Considerando o conteúdo de P total no tecido, foram determinados os seguintes índices de eficiência de utilização ao P baseado em Siddiqi e Glass (1981):

$$\text{Eficiência de utilização de P nas folhas (EUPF)} = \frac{(\text{g de matéria seca das folhas})^2}{(\mu\text{g de P acumulado nas folhas})}$$

$$\text{Eficiência de utilização de P nas raízes (EUPR)} = \frac{(\text{g de matéria seca das raízes})^2}{(\mu\text{g de P acumulado nas raízes})}$$

A partir destes índices (EUPF e EUPR) foram confeccionados diagramas com a eficiência de uso do P em baixo P e com a resposta à aplicação de P, em alto P, que foi calculada de acordo com Fox (1978). O valor da resposta ao P foi obtido pela diferença entre a produção de matéria seca de folhas e raízes nos dois níveis de P, dividida pela diferença nos níveis de P aplicados.

## 2.7 Análise estatística dos dados

Para os parâmetros de crescimento considerou-se o modelo trifatorial, sendo 4 genótipos, dois níveis de P e três tempos de coleta, já para os demais parâmetros (bioquímicos, fluorescência e pigmentos) o modelo foi trifatorial constituído por 4 genótipos, dois níveis de P e dois tempos de coleta. O delineamento experimental foi de blocos ao acaso com seis repetições. Os dados foram submetidos à análise de variância utilizando-se para comparação das médias o teste t, para tempos e níveis de P; e teste Tukey, para genótipos, ambos a 5% de probabilidade de erro, com o auxílio do programa estatístico Sisvar 5.0 (UFLA).

As correlações de Pearson foram realizadas por meio do software SigmaPlot versão 12.3 (teste F;  $P \leq 0,05$ ).

### **3 RESULTADOS**

#### **3.1 Análises de crescimento**

Ao avaliar o crescimento observou-se diferenças entre os níveis de fósforo testados, principalmente aos 62 DAT, como mostrado na figura 1 e nas tabelas 1 a 6, para os parâmetros: número de folhas e tubérculos, comprimento de haste, massa fresca e massa seca de folhas, de haste, de raízes, de estolão, de tubérculo e do total da planta, bem como a razão raiz/parte aérea.

Aos 62 DAT, no menor nível de P (5% de P), os genótipos SMIC148-A (C), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S), apresentaram redução em relação ao maior nível de P (50% de P), aproximadamente de 59% no número de folhas, bem como de 33, 59 e 35%, respectivamente, na massa fresca de raízes. Já o genótipo SMIF212-2 (M), neste mesmo período, apresentou apenas tendência ( $p \leq 0$ ) à diminuição nos valores destes parâmetros na presença do maior nível de P. No entanto, aos 39 DAT este genótipo já apresentava redução de 41% no número de folhas e de 46% na massa fresca de raízes, comparando-se o menor nível de P com o maior nível. Em adição, o maior nível de P proporcionou aumentos, aos 39 DAT e aos 62 DAT, para todos os genótipos nos parâmetros comprimento de hastes e da massa fresca de

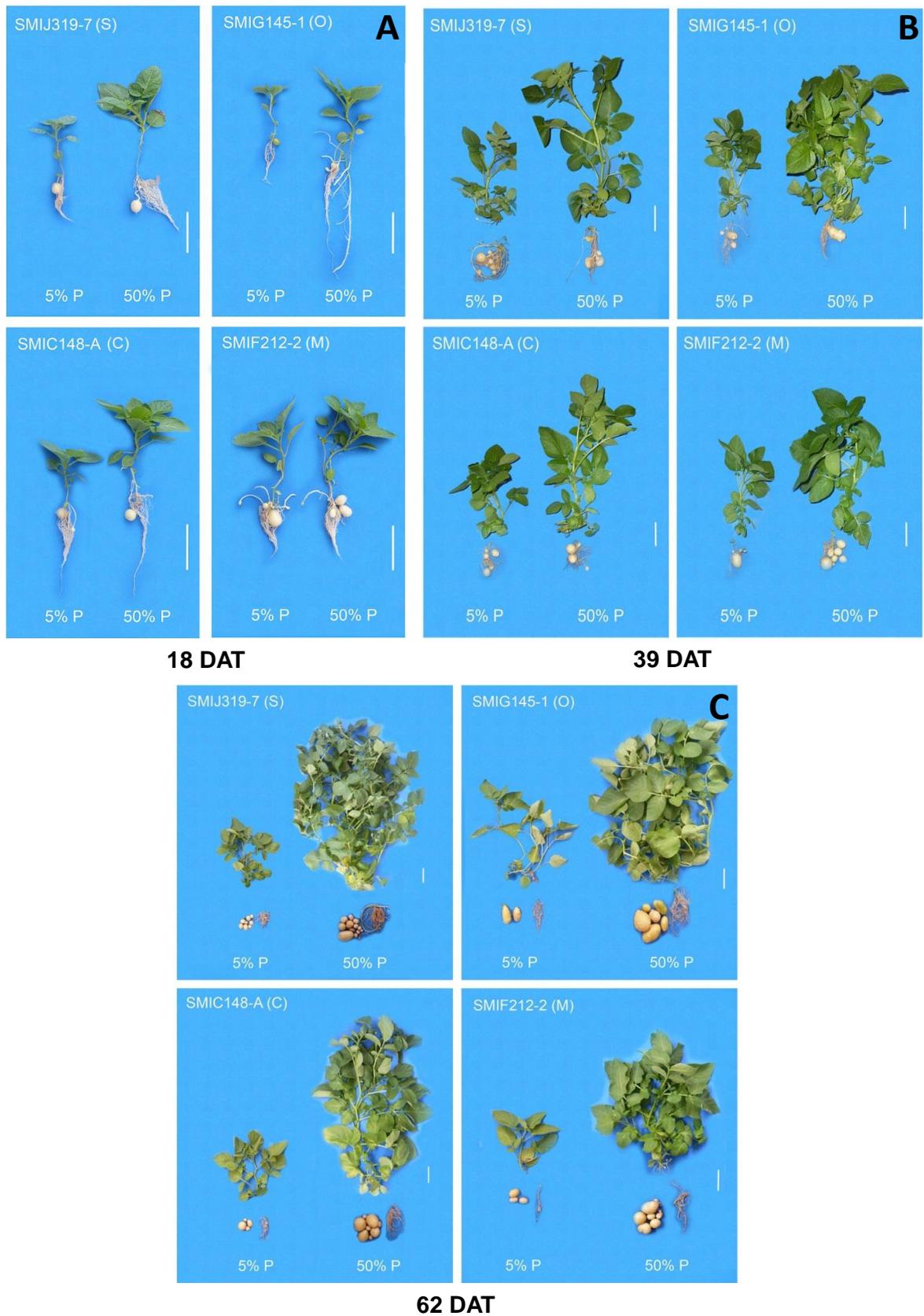
folhas. O mesmo comportamento foi também observado para massa fresca de hastes, com exceção do genótipo SMIF212-2 (M) (Tabela 1 e 2).

O aumento no comprimento das hastes da planta aos 39 DAT, comparando-se o menor nível de P com o maior nível, foi em média de 50% para os genótipos SMIC148-A (C) e SMIF212-2 (M), com o menor incremento (30%) e maior incremento (87%) para os genótipos SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S), respectivamente. Já aos 62 DAT o genótipo SMIF212-2 (M) apresentou o menor incremento no comprimento da haste no maior nível de P, enquanto que os demais genótipos apresentaram um incremento médio de 135% no maior nível, quando comparados com o menor nível de P (Tabela 1).

O número de estolões, aos 18 DAT, foi maior 50% de P somente para o genótipo SMIJ319-7 (S). Já aos 39 DAT, neste mesmo nível de P, verificou-se acréscimo em relação ao menor nível de P, na quantidade de estolões, também para os genótipos SMIC148-A (C) e SMIF212-2 (M), bem como aumento na massa fresca de estolões para o genótipo SMIC148-A (C). Além disso, aumentos também foram observados no maior nível de P (50% de P) no terceiro período de coleta (62 DAT) para os genótipos SMIC148-A (C) e SMIG145-1 (O) em número de estolões, e para os genótipos SMIC148-A (C) e SMIJ319-7 (S) em massa fresca de estolões e apenas para o genótipo SMIC148-A (C) em massa seca de estolões (Tabelas 1, 2 e 3).

A massa fresca de folhas foi aproximadamente 100% maior nos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M) e SMIJ319-7(S) cultivados em alto nível de P, aos 39 DAT, por outro lado, a massa fresca de folhas do genótipo SMIG145-1 (O), aumentou apenas 48%, enquanto que aos 62 DAT este aumento foi aproximadamente 4,0 vezes o valor encontrado em 5% de P. Neste mesmo período, os genótipos SMIC148-A (C) e SMIJ319-7 (S) tiveram incrementos em média 2,3 vezes maior no maior nível de P, comparada ao menor nível, enquanto o genótipo SMIF212-2 (M) teve o menor incremento na massa fresca de folhas. A massa fresca total da planta, em 50% de P, aos 62 DAT, foi aproximadamente duas vezes maior que a encontrada em 5% de P para os genótipos SMIC148-A (C) e SMIG145-1 (O), enquanto que no SMIF212-2 (M), variou de 28,7 para 52,2 g planta<sup>-1</sup> e no SMIJ319-7 (S) variou de 83,8 para 183,0 g planta<sup>-1</sup>, respectivamente no menor e maior nível de P (Tabela 2).

Considerando a massa seca das folhas, de raízes, de hastes e do total da planta, aos 62 DAT, verificou-se efeito dos níveis de P nos genótipos SMIC148-A (C), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S), que demonstraram, quando em baixo nível de P, um decréscimo nos valores destes parâmetros. Este comportamento também foi observado para o genótipo SMIF212-2 (M), neste mesmo período, porém somente em relação à massa seca de folhas. Os decréscimos em massa seca foram em média 68% para folhas, 64% para massa seca total da planta e de 57, 55 e 27% para as raízes, nos genótipos SMIC148-A (C), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S), respectivamente (Tabela 3).



**Figura 1.** Aspectos visuais de genótipos de batata [SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O), SMIJ319-7 (S)], cultivados em dois níveis de fósforo (5% e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) aos 18 DAT (dias após o transplante) (A), 39 DAT (B) e 62 DAT (C) em sistema hidropônico em casa de vegetação. Barra correspondente a 5 cm.

**Tabela 1.** Efeito de dois níveis de fósforo (5 e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) no número de folhas, número de estolões e comprimento das hastes dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados aos 18 DAT (dias após o transplante), 39 DAT e 62 DAT em cultivo hidropônico em casa de vegetação.

		NÍVEIS DE FÓSFORO					
		5% de P			50% de P		
Genótipo		18 DAT	39 DAT	62 DAT	18 DAT	39 DAT	62 DAT
Número de folhas (planta <sup>-1</sup> )	C	6,4 Aaβ*	12,6 Abα	13,6 Bbα	6,8 Aaγ	15,4 Abβ	31,9 Aca
	M	6,5 Aaα	10,8 Bbα	11,7 Abα	8,8 Aaβ	18,4 Aaba	14,9 Ada
	O	7,1 Aaβ	21,6 Aaα	17,8 Baba	5,9 Aaγ	23,2 Aaβ	40,8 Abα
	S	7,2 Aaβ	18,0 Aaba	22,7 Baa	7,6 Aaγ	22,2 Aabβ	60,9 Aaa
	Média	6,81	15,73	16,44	7,29	19,79	37,14
	C.V. (%)	23	47	37	29	41	52
Número de estolões (planta <sup>-1</sup> )	C	1,7 Aaβ	4,9 Baa	6,2 Baa	3,0 Aabβ	7,6 Aaa	9,3 Aaa
	M	2,8 Aaα	4,2 Baa	4,6 Aaα	2,2 Abβ	7,0 Aaα	4,1 Abβ
	O	2,4 Aaβ	4,5 Aaαβ	5,8 Baa	2,3 Abγ	5,5 Aaβ	8,9 Aaa
	S	1,7 Baβ	4,3 Baa	5,5 Aaα	5,2 Aaα	6,8 Aaa	6,5 Aaba
	Média	2,15	4,48	5,52	3,17	6,75	7,21
	C.V. (%)	54	44	40	95	50	39
Comprimento de haste (cm planta <sup>-1</sup> )	C	7,6 Aaβ	15,0 Baba	17,9 Baba	7,9 Aaγ	21,6 Abcβ	41,7 Abα
	M	8,1 Aaα	11,6 Bbα	10,3 Bbα	9,1 Aaβ	18,1 Aca	18,0 Aca
	O	9,3 Aaβ	21,6 Baa	20,5 Baa	8,8 Aaγ	28,0 Aabβ	46,6 Aaba
	S	7,4 Aaγ	16,1 Babβ	22,3 Baa	9,2 Aaγ	30,1 Aaβ	53,9 Aaa
	Média	8,11	16,05	17,74	8,78	24,44	40,06
	C.V. (%)	19	30	39	15	29	40

\* Médias seguidas de letras maiúsculas indicam comparação entre níveis dentro do mesmo genótipo, no mesmo tempo, enquanto que letras minúsculas indicam comparação entre genótipos dentro do mesmo nível, no mesmo tempo. Médias seguidas de letras gregas para comparação entre tempos, dentro de genótipo e nível. Teste t (níveis e tempos) e teste Tukey (genótipos) a 5% de probabilidade de erro.

**Tabela 2.** Efeito de dois níveis de fósforo (5 e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) na massa fresca de folhas, massa fresca de raízes, massa fresca de hastes, massa fresca de estolões e massa fresca total dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados aos 18 DAT (dias após o transplante), 39 DAT e 62 DAT em cultivo hidropônico em casa de vegetação.

		NÍVEIS DE FÓSFORO					
		5% de P			50% de P		
	Genótipo	18 DAT	39 DAT	62 DAT	18 DAT	39 DAT	62 DAT
Massa fresca de folhas (g planta <sup>-1</sup> )	C	0,78 Aaγ*	8,20 Babβ	15,26 Baba	0,84 Aaγ	17,73 Aabβ	54,25 Aba
	M	0,45 Aaα	5,07 Bba	6,28 Bca	1,04 Aaγ	11,32 Aba	13,21 Aca
	O	0,67 Aaβ	13,40 Baα	11,58 Bbca	0,72 Aaγ	19,89 Aaβ	58,49 Aba
	S	0,74 Aaγ	10,40 Babβ	22,52 Baα	1,81 Aaγ	23,29 Aaβ	72,09 Aaα
	Média	0,66	9,25	13,91	1,10	18,06	49,51
	C.V. (%)	53	57	54	62	46	50
Massa fresca de raízes (g planta <sup>-1</sup> )	C	0,19 Aaβ	0,41 Abcaβ	0,67 Bba	0,25 Aaγ	0,67 Aaβ	1,00 Aba
	M	0,20 Aaβ	0,32 Bcβ	0,59 Aba	0,27 Aaβ	0,59 Aaα	0,64 Aca
	O	0,22 Aaβ	0,74 Aba	0,50 Bba	0,14 Aaγ	0,80 Aaβ	1,23 Aba
	S	0,43 Aaβ	1,17 Aaα	1,35 Baα	0,40 Aaγ	0,91 Aaβ	2,08 Aaα
	Média	0,26	0,66	0,79	0,27	0,74	1,22
	C.V. (%)	59	64	54	57	47	50
Massa fresca de haste (g planta <sup>-1</sup> )	C	0,23 Aaβ	1,64 Baαβ	3,56 Baba	0,22 Aaγ	4,83 Aaβ	8,30 Aca
	M	0,16 Aaα	0,91 Aaα	1,65 Aca	0,26 Aaβ	1,77 Abaβ	2,93 Ada
	O	0,24 Aaβ	2,88 Baα	4,02 Baba	0,24 Aaγ	7,18 Aaβ	15,00 Aba
	S	0,20 Aaβ	1,89 Baβ	6,13 Baα	0,47 Aaγ	7,25 Aaβ	26,33 Aaα
	Média	0,21	1,83	3,84	0,30	5,26	13,14
	C.V. (%)	38	70	58	54	67	72
Massa fresca de estolão (g planta <sup>-1</sup> )	C	0,24 Aaα	0,64 Bba	0,60 Bba	0,20 Aaβ	1,97 Aaba	1,56 Aba
	M	0,30 Aaα	0,53 Aba	0,67 Aba	0,25 Aaβ	1,13 Aba	0,88 Abaβ
	O	0,21 Aaβ	0,98 Aaba	0,62 Abaβ	0,30 Aaβ	1,64 Aaba	1,27 Aba
	S	0,26 Aaβ	1,71 Aaαβ	2,07 Baα	0,22 Aaβ	2,19 Aaα	2,76 Aaα
	Média	0,25	0,97	0,99	0,24	1,73	1,62
	C.V. (%)	66	105	67	80	72	60
Massa fresca total (g planta <sup>-1</sup> )	C	1,99 Aaβ	16,92 Aaβ	43,85 Bba	2,14 Aaγ	33,26 Aaβ	129,72 Aba
	M	1,75 Aaβ	12,37 Aaαβ	28,67 Bba	2,70 Aaγ	23,81 Aaβ	52,21 Aca
	O	1,80 Aaγ	27,51 Aaβ	50,68 Bba	1,54 Aaγ	40,33 Aaβ	166,77 Aaα
	S	3,17 Aaγ	24,17 Baβ	83,85 Baα	3,79 Aaγ	43,25 Aaβ	183,03 Aaα
	Média	2,18	20,25	51,77	2,55	35,17	132,94
	C.V. (%)	52	52	53	52	43	46

\* Médias seguidas de letras maiúsculas indicam comparação entre níveis dentro do mesmo genótipo, no mesmo tempo, enquanto que letras minúsculas indicam comparação entre genótipos dentro do mesmo nível, no mesmo tempo. Médias seguidas de letras gregas para comparação entre tempos, dentro de genótipo e nível. Teste t (níveis e tempos) e teste Tukey (genótipos) a 5% de probabilidade de erro.

**Tabela 3.** Efeito de dois níveis de fósforo (5 e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) na massa seca de folhas, massa seca de raízes, massa seca de hastes, massa seca de estolões e massa seca total dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados aos 18 DAT (dias após o transplante), 39 DAT e 62 DAT em cultivo hidropônico em casa de vegetação.

		NÍVEIS DE FÓSFORO					
		5% de P			50% de P		
	Genótipo	18 DAT	39 DAT	62 DAT	18 DAT	39 DAT	62 DAT
Massa seca de folhas (g planta <sup>-1</sup> )	C	0,06 Aaβ*	0,81 Aaβ	7,39 Bbca	0,07 Aaβ	1,40 Aaβ	23,77 Aba
	M	0,04 Aaα	0,62 Aaα	3,23 Bca	0,08 Aaβ	1,05 Aaβ	7,17 Aca
	O	0,07 Aaβ	1,36 Aaβ	8,23 Bba	0,06 Aaβ	1,62 Aaβ	26,95 Aba
	S	0,08 Aaβ	1,26 Aaβ	14,03 Baα	0,16 Aaβ	2,21 Aaβ	40,87 Aaα
	Média	0,06	1,01	8,22	0,09	1,57	24,69
	C.V. (%)	47	56	56	67	47	56
Massa seca de raízes (g planta <sup>-1</sup> )	C	0,04 Aaβ	0,06 Aaβ	0,30 Bbca	0,02 Aaβ	0,06 Aaβ	0,70 Aba
	M	0,01 Aaβ	0,08 Aaαβ	0,20 Aca	0,02 Aaβ	0,05 Aaβ	0,30 Aca
	O	0,02 Aaβ	0,07 Aaβ	0,40 Bba	0,01 Aaβ	0,08 Aaβ	0,88 Abβ
	S	0,06 Aaβ	0,10 Aaβ	1,10 Baα	0,03 Aaβ	0,09 Aaβ	1,51 Aaα
	Média	0,03	0,08	0,50	0,02	0,07	0,85
	C.V. (%)	101	76	76	57	45	57
Massa seca de haste (g planta <sup>-1</sup> )	C	0,03 Aaα	0,28 Aaα	1,19 Babα	0,02 Aaβ	0,32 Aaβ	4,56 Aca
	M	0,01 Aaα	0,10 Aaα	0,59 Abα	0,02 Aaα	0,21 Aaα	1,07 Adα
	O	0,02 Aaβ	0,36 Aaβ	2,02 Babα	0,02 Aaβ	0,46 Aaβ	7,68 Abα
	S	0,02 Aaβ	0,28 Aaβ	2,71 Baα	0,03 Aaβ	0,71 Aaβ	14,55 Aaα
	Média	0,02	0,25	1,63	0,02	0,43	6,96
	C.V. (%)	90	64	59	53	70	78
Massa seca de estolão (g planta <sup>-1</sup> )	C	0,02 Aaβ	0,14 Aaβ	0,59 Bba	0,02 Aaβ	0,30 Aaβ	1,19 Abα
	M	0,04 Aaβ	0,09 Aaβ	0,66 Abα	0,02 Aaβ	0,17 Aaβ	0,99 Abα
	O	0,02 Aaα	0,12 Aaα	0,34 Abα	0,03 Aaβ	0,22 Aaβ	0,71 Abα
	S	0,02 Aaβ	0,24 Aaβ	1,61 Aaα	0,02 Aaβ	0,32 Aaβ	1,76 Aaα
	Média	0,03	0,15	0,80	0,02	0,25	1,16
	C.V. (%)	76	98	68	69	70	60
Massa seca total (g planta <sup>-1</sup> )	C	0,24 Aaβ	2,18 Aaβ	14,49 Bba	0,23 Aaβ	3,13 Aaβ	42,42 Aca
	M	0,20 Aaβ	1,76 Aaβ	10,00 Abα	0,28 Aaβ	4,37 Aaβ	16,07 Adα
	O	0,19 Aaβ	3,16 Aaβ	18,40 Bba	0,14 Aaβ	3,76 Aaβ	52,74 Abα
	S	0,28 Aaβ	3,28 Aaβ	29,72 Baα	0,36 Aaβ	4,53 Aaβ	73,79 Aaα
	Média	0,23	2,60	18,16	0,25	3,95	46,26
	C.V. (%)	37	48	52	47	56	53

\* Médias seguidas de letras maiúsculas indicam comparação entre níveis dentro do mesmo genótipo, no mesmo tempo, enquanto que letras minúsculas indicam comparação entre genótipos dentro do mesmo nível, no mesmo tempo. Médias seguidas de letras gregas para comparação entre tempos, dentro de genótipo e nível. Teste t (níveis e tempos) e teste Tukey (genótipos) a 5% de probabilidade de erro.

A razão de massa fresca de raízes/parte aérea foi menor em 5% de P que em 50% para os genótipos SMIC148-A (C), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S), sendo estes decréscimos em média de 65% aos 39 DAT e 69% aos 62 DAT. No entanto, aos 18 DAT, o genótipo SMIJ319-7 (S) demonstrou incremento nesta razão para massa fresca em 5% de P; demonstrando tendência ( $p \leq 0$ ) a este comportamento também em relação à massa seca neste período. Considerando a matéria seca para esta razão, diferenças só foram encontradas aos 62 DAT, em que os quatro genótipos mostraram valores em média 64% menores em baixo nível de P comparados ao nível mais alto (Tabela 4).

**Tabela 4.** Efeito de dois níveis de fósforo (5 e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) na razão massa fresca de raízes sobre massa fresca de parte aérea e na massa seca de raízes sobre massa fresca de parte aérea dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados ao 18 DAT (dias após o transplantio), 39 DAT e 62 DAT em cultivo hidropônico em casa de vegetação.

		NÍVEIS DE FÓSFORO					
		5% de P			50% de P		
Genótipo		18 DAT	39 DAT	62 DAT	18 DAT	39 DAT	62 DAT
Massa fresca de raízes / massa fresca de parte aérea (g planta <sup>-1</sup> )	C	0,48 Aaβ*	1,69 Baαβ	3,60 Babα	0,55 Aaγ	4,87 Aabβ	8,32 Aca
	M	0,65 Aaα	0,98 Aaα	1,75 Abα	0,51 Aaβ	1,82 Abαβ	2,97 Adα
	O	0,60 Aaβ	2,93 Baα	4,08 Babα	0,46 Aaγ	7,21 Aaβ	15,02 Abα
	S	1,74 Aaβ	2,02 Baβ	6,18 Baα	0,71 Baγ	7,29 Aaβ	26,36 Aaα
	Média	0,66	0,08	0,07	0,26	0,04	0,03
	C.V. (%)	196	66	73	37	39	38
Massa seca raízes / massa seca de parte aérea (g planta <sup>-1</sup> )	C	2,65 Aaβ	1,09 Aaβ	7,66 Bbca	1,42 Aaβ	1,60 Aaβ	23,92 Abα
	M	1,09 Aaα	1,32 Aaα	3,58 Bca	2,32 Aaβ	1,32 Aaβ	7,51 Aca
	O	0,92 Aaβ	1,58 Aaβ	8,42 Bbα	0,63 Aaβ	2,44 Aaβ	27,06 Abα
	S	3,34 Aaβ	1,66 Aaβ	14,46 Baα	1,11 Aaβ	2,35 Aaβ	40,97 Aaα
	Média	0,60	0,10	0,06	0,27	0,05	0,04
	C.V. (%)	104	110	33	62	24	18

\* Médias seguidas de letras maiúsculas indicam comparação entre níveis dentro do mesmo genótipo, no mesmo tempo, enquanto que letras minúsculas indicam comparação entre genótipos dentro do mesmo nível, no mesmo tempo. Médias seguidas de letras gregas para comparação entre tempos, dentro de genótipo e nível. Teste t (níveis e tempos) e teste Tukey (genótipos) a 5% de probabilidade de erro.

**Tabela 5.** Efeito de dois níveis de fósforo (5 e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) no número de tubérculos, na massa fresca de tubérculos, na massa seca de tubérculos e no índice de colheita dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados aos 18 DAT (dias após o transplante), 39 DAT e 62 DAT em cultivo hidropônico em casa de vegetação.

		NÍVEIS DE FÓSFORO					
		5% de P			50% de P		
Genótipo		18 DAT	39 DAT	62 DAT	18 DAT	39 DAT	62 DAT
Número de tubérculos	C	0,7 Aaγ*	2,0 Aaβ	3,3 Bba	0,8 Aaβ	2,0 Aaβ	4,9 Abα
	M	0,7 Aaγ	1,9 Aaβ	3,6 Aaba	1,2 Aaβ	2,7 Aaα	3,3 Aca
	O	0,7 Aaβ	2,5 Aaα	3,0 Bba	0,2 Aaγ	2,4 Aaβ	5,7 Abα
	S	0,7 Aaγ	2,9 Aaβ	5,1 Baα	1,2 Aaγ	2,7 Aaβ	7,9 Aaα
	Média	0,71	2,33	3,74	0,85	2,46	5,39
	C.V. (%)	41	44	34	63	43	41
Massa fresca de tubérculos (g planta <sup>-1</sup> )	C	0,55 Aaβ*	6,02 Aaβ	23,76 Bba	0,64 Aaβ	8,06 Aaβ	64,61 Abα
	M	0,64 Aaβ	5,54 Aaβ	19,44 Bba	0,87 Aaβ	9,03 Aaβ	34,62 Aca
	O	0,47 Aaβ	9,54 Aaβ	33,97 Bba	0,13 Aaβ	10,82 Aaβ	90,78 Aaα
	S	1,54 Aaβ	9,03 Aaβ	51,78 Baα	0,89 Aaβ	9,60 Aaβ	79,77 Aaba
	Média	0,80	7,53	32,24	0,64	9,38	67,45
	C.V. (%)	121	49	58	69	42	43
Massa seca de tubérculos (g planta <sup>-1</sup> )	C	0,08 Aaβ	0,90 Aaβ	5,02 Bba	0,10 Aaβ	1,06 Aaβ	12,20 Abα
	M	0,09 Aaβ	0,86 Aaβ	5,32 Abα	0,14 Aaγ	2,90 Aaβ	6,54 Aca
	O	0,06 Aaβ	1,26 Aaβ	7,42 Bba	0,01 Aaβ	1,38 Aaβ	16,52 Aaα
	S	0,10 Aaβ	1,40 Aaβ	10,28 Baα	0,11 Aaβ	1,19 Aaβ	15,10 Aaba
	Média	0,08	1,11	7,01	0,09	1,63	12,59
	C.V. (%)	56	49	56	66	121	47
Índice de colheita (%)	C	36 Bba	39 Aaα	34 Abα	46 Aaα	34 Abβ	29 Aabβ
	M	43 Aaα	49 Aaα	49 Aaα	50 Aaα	54 Aaα	40 Aaβ
	O	30 Abβ	39 Aaαβ	39 Aaba	10 Bcβ	35 Abα	31 Aaba
	S	34 Aabβ	45 Aaα	33 Abβ	33 Abα	27 Bbaβ	20 Bbβ
	Média	35,80	43,11	38,94	34,51	37,46	29,95
	C.V. (%)	37	26	26	58	39	26

\* Médias seguidas de letras maiúsculas indicam comparação entre níveis dentro do mesmo genótipo, no mesmo tempo, enquanto que letras minúsculas indicam comparação entre genótipos dentro do mesmo nível, no mesmo tempo. Médias seguidas de letras gregas para comparação entre tempos, dentro de genótipo e nível. Teste t (níveis e tempos) e teste Tukey (genótipos) a 5% de probabilidade de erro.

Considerando a produção de tubérculos (número, massa fresca e seca), foram observadas diferenças entre níveis de P principalmente aos 62 DAT. O maior nível de P foi responsável por aumentos, em relação ao menor nível de P na massa seca de tubérculos de aproximadamente 50% para o genótipo SMIJ319-7 (S), e de praticamente o dobro para os genótipos SMIC148-A (C) e SMIG145-1 (O). Estes mesmos genótipos apresentaram incremento médio de 64% em número de tubérculos em 50% de P em relação a 5% de P. Já, para a massa fresca de tubérculos aumento de 2,0 vezes o valor obtido em baixo nível de P pôde ser verificado para os genótipos SMIC148-A (C) e SMIG145-1 (O) e de 78 e 54% para os genótipos SMIF212-2 (M) e SMIJ319-7 (S), respectivamente (Tabela 5).

Em relação ao índice de colheita, aos 18 DAT, em 50% de P, houve redução para o genótipo SMIG145-1 (O) de aproximadamente 67% e aumento de 28% para o genótipo SMIC148-A (C) neste índice, enquanto que, aos 39 DAT e 62 DAT, somente o genótipo SMIJ319-7 (S) diferiu entre os níveis de P para este parâmetro, apresentando, respectivamente, reduções de 40 e 39% no maior nível de P (Tabela 5).

Aos 62 DAT, período em que foi realizada a separação de tubérculos por tamanho para as avaliações de crescimento, verificou-se que o genótipo SMIF212-2 (M) apresentou 7,0 vezes mais tubérculos grandes (3 a 5 cm de diâmetro) em 50% de P, comparado a 5% de P, seguido dos genótipos SMIC148-A (C), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) que apresentaram aproximadamente 4,0, 3,0 e 2,0 vezes mais tubérculos deste tamanho, respectivamente. O genótipo SMIF212-2 (M) mostrou também pequeno incremento no número de tubérculos menores (1 a 2 cm de diâmetro) em alto P. Em 50% de P, para a massa fresca de tubérculos de cada tamanho, o genótipo SMIG145-1 (O), apresentou maior produção de tubérculos pequenos (1 a 2 cm) que em 5% de P, enquanto que o genótipo SMIJ319-7 (S), para este tamanho de tubérculo, apresentou resposta inversa ao genótipo SMIG145-1 (O) (Tabela 6).

Houve produção 5,0 vezes maior no genótipo SMIC148-A (C), e aproximadamente 2,5 vezes maior nos genótipos SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S), de massa seca de tubérculos de maior tamanho no alto nível de P, em relação ao baixo nível. O mesmo foi verificado para massa fresca de tubérculos deste tamanho, no entanto, esta produção foi 3,0 vezes maior para os dois últimos genótipos. Para tubérculos menores os genótipos SMIC148-A (C) e SMIJ319-7 (S), apresentaram

maior massa seca no baixo nível de P e os genótipos SMIF212-2 (M) e SMIG145-1 (O) no alto nível de P. Pode-se verificar que o genótipo SMIF212-2 (M) mostrou tendência à maior produção de matéria fresca ( $p \leq 0,02$ ) e seca ( $p \leq 0,02$ ) de tubérculos grandes com o aumento do nível de P, variando a massa fresca de 2,2 g (5% de P) a 12,6 g (50% de P) e a massa seca em 0,45 g em 5% de P a 2,24 g em 50% de P (Tabela 6).

**Tabela 6.** Efeito de dois níveis de fósforo (5 e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) no número de tubérculos por categoria de tamanho, na massa fresca de tubérculos por categoria de tamanho e na massa seca de tubérculos por categoria de tamanho dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados ao 62 DAT (dias após o transplântio) em cultivo hidropônico em casa de vegetação.

		NÍVEIS DE FÓSFORO					
		5% de P			50% de P		
	Genótipo	1-2 cm	2-3 cm	3-5 cm	1-2 cm	2-3 cm	3-5 cm
Número de tubérculos (planta <sup>-1</sup> )	C	1,28 Abc*	1,61 Ab	0,39 Ba	1,28 Ab	1,67 Ab	1,94 Aa
	M	1,76 Bb	1,76 Ab	0,11 Ba	2,77 Aa	2,33 Ab	0,83 Ab
	O	0,77 Ac	1,66 Ab	0,55 Ba	1,33 Ab	2,22 Ab	2,05 Aa
	S	3,00 Aa	2,89 Aa	0,61 Ba	2,39 Aa	3,39 Aa	2,06 Aa
	Média	1,70	1,98	0,42	1,94	2,40	1,72
	C.V. (%)	57	40	92	53	33	47
Massa fresca de tubérculos (g planta <sup>-1</sup> )	C	3,32 Abc	12,47 Ab	6,95 Ba	2,70 Aab	15,49 Ab	42,97 Aa
	M	4,65 Ab	12,90 Ab	2,20 Aa	5,69 Aa	16,24 Ab	12,62 Ab
	O	2,29 Bc	16,69 Ab	14,85 Ba	4,00 Aab	23,30 Aab	62,24 Aa
	S	6,73 Aa	32,35 Aa	12,28 Ba	4,75 Bab	25,98 Aa	46,53 Aa
	Média	4,23	18,60	9,07	4,29	20,25	41,09
	C.V. (%)	56	68	91	47	36	67
Massa seca de tubérculos (g planta <sup>-1</sup> )	C	0,74 Ab	2,86 Ab	1,41 Ba	0,49 Bb	2,82 Aa	8,89 Aa
	M	0,74 Bb	4,26 Aab	0,45 Aa	1,15 Aa	3,14 Aa	2,24 Ab
	O	0,45 Bb	3,76 Aab	3,21 Ba	0,77 Ab	3,92 Aa	11,83 Aa
	S	1,37 Aa	6,22 Aa	2,68 Ba	0,79 Bb	4,86 Aa	9,45 Aa
	Média	0,83	4,24	1,94	0,80	3,69	8,10
	C.V. (%)	56	65	93	50	37	70

\* Médias seguidas de letras maiúsculas indicam comparação entre níveis dentro do mesmo genótipo, no mesmo tempo, enquanto que letras minúsculas indicam comparação entre genótipos dentro do mesmo nível, no mesmo tempo. Teste t (níveis) e teste Tukey (genótipos) a 5% de probabilidade de erro.

Para as diferenças entre os genótipos, verificou-se que para a maioria dos parâmetros de crescimento que o genótipo SMIJ319-7 (S) diferiu dos demais, considerando os três períodos de coleta (18 DAT, 39 DAT e 62 DAT), apresentou valores superiores aos dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M) e SMIG145-1 (O). No entanto, aos 62 DAT, para número de folhas e massa seca de tubérculos, em 5% de P, e para comprimento de haste, massa fresca de tubérculos e massa fresca total da planta, em 50% de P, o genótipo SMIJ319-7 (S) foi superior apenas aos genótipos SMIC148-A (C) e SMIF212-2 (M) (Tabela 1, 2 e 5).

Em contraste, aos 62 DAT o genótipo SMIF212-2 (M) se mostrou menor que os outros genótipos para a maioria dos parâmetros de crescimento. Contudo, em 5% de P, para número de folhas, massa fresca de raízes e massa fresca total da planta, massa seca de hastes e massa seca total da planta, bem como para massa fresca e seca de tubérculos e para a razão massa fresca de raízes/parte aérea, o genótipo SMIF212-2 (M) foi menor somente que o genótipo SMIJ319-7 (S). Aos 39 DAT, o genótipo SMIF212-2 (M) foi menor que o genótipo SMIG145-1 (O) para número de folhas, em 5% de P e em comprimento de haste e massa fresca de folhas, nos dois níveis de P. A mesma resposta foi observada, neste mesmo período, também para massa fresca de folhas, em 50% de P e para massa fresca de raízes em 5% de P, no entanto sendo menor também que o genótipo SMIJ319-7 (S) para estas variáveis.

Em geral, também se observou nos dois últimos períodos de coleta (39 DAT e 62 DAT) aumento no crescimento tanto do genótipo SMIC148-A (C) quanto do SMIG145-1 (O) em relação ao genótipo SMIF212-2 (M). Contudo, comparando-se os genótipos SMIC148-A (C) e SMIG145-1 (O), verificou-se que o genótipo SMIG145-1 (O) apresentou valores maiores que o genótipo SMIC148-A (C), para a maioria dos parâmetros de crescimento analisados.

Em relação ao índice de colheita diferenças foram observadas entre os genótipos nos três períodos de coleta (18 DAT, 39 DAT e 62 DAT), demonstrando que de maneira geral o genótipo SMIF212-2 (M) teve maior índice de colheita em relação aos demais genótipos, que diferiram pouco entre si (Tabela 5).

No último período de coleta (62 DAT), em 5% de P, o genótipo SMIJ319-7 (S) foi maior que os demais genótipos no número e massa fresca de tubérculos, tanto de tamanho pequeno (1 a 2 cm de diâmetro), quanto de tamanho médio (2 a 3 cm de diâmetro). Este comportamento do genótipo SMIJ319-7 (S) também foi verificado

em 50% de P, para número de tubérculos de 2 a 3 cm de diâmetro e para massa seca de tubérculos de 1 a 2 cm de diâmetro. Considerando a produção de tubérculos de maior tamanho (3 a 5 cm de diâmetro), em 50% de P, o genótipo SMIF212-2 (M) foi menor que os outros três genótipos tanto para número, massa fresca e seca de tubérculos, porém apresentou comportamento contrário em relação à massa seca de tubérculos pequenos. Esta inferioridade em relação aos outros genótipos também foi observada no genótipo SMIC148-A (C) para massa seca de tubérculos médios em baixo P. Em 50 % de P, os genótipos SMIF212-2 (M) e SMIJ319-7 (S) apresentaram mais tubérculos de 1 a 2 cm de diâmetro que os genótipos SMIG145-1 (O) e SMIC148-A (C).

## **3.2 Análises bioquímicas**

### **3.2.1 Atividades das fosfatases ácidas (EC 3.1.3.2)**

Aos 18 DAT, os genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) apresentaram reduções de 51, 62, 38 e 76%, respectivamente, na atividade das APases da quarta folha expandida, quando os mesmos foram submetidos à baixo nível de P (5% de P). Neste mesmo nível de P, aos 39 DAT, o genótipo SMIJ319-7 (S) demonstrou incremento de aproximadamente 105% na atividade das APases, em relação ao alto nível de P (50% de P), sendo que os demais genótipos apresentaram apenas tendência ( $p \leq 0$ ) a este comportamento. Já para as APases de raízes aos 18 DAT, houve incremento da atividade desta enzima em 5% de P quando comparado a 50% de P para os genótipos SMIC148-A (C) e SMIG145-1 (O), sendo que para o primeiro foi de aproximadamente o dobro, enquanto que para o segundo o incremento foi 5,0 vezes maior no menor nível de P, por outro lado, apenas o genótipo SMIJ319-7 (S) mostrou resposta inversa, com acréscimo de 44% em alto de fósforo (Figura 2).

Em relação às diferenças encontradas entre os genótipos para a atividade das APases, pode-se dizer que o genótipo SMIG145-1 (O), em baixo nível de P, teve maior atividade nas raízes em período inicial (18 DAT) que os demais genótipos. Já

para as APases na quarta folha expandida, neste mesmo período e nível de P, o genótipo SMIG145-1 (O) não diferiu do genótipo SMIJ319-7 (S), sendo que ambos mantiveram elevada atividade enzimática em relação aos outros genótipos. Já aos 39 DAT, também em 5% de P, o genótipo SMIJ319-7(S) foi o que apresentou maior atividade de APases na quarta folha expandida. A mesma resposta foi observada no alto nível de P aos 18 DAT, tanto para atividade de APases da folha quanto de raízes. Os genótipos SMIC148-A (C) e SMIF212-2 (M) mantiveram a atividade de APases em nível mais baixo que os outros dois genótipos, exceção observada aos 39 DAT, para a atividade de APases em raízes, em que o genótipo SMIC148-A (C) apresentou valor superior aos demais genótipos nos dois níveis de P testados (Figura 2).

### 3.2.2 Concentração de fósforo solúvel (Pi)

A concentração de Pi na quarta folha expandida foi maior para todos os genótipos submetidos a alto nível de P, tanto aos 18 como aos 39 DAT, sendo aproximadamente 12,0, 5,5, 2,6 e 2,0 vezes maior para os genótipos SMIF212-2 (M), SMIC148-A (C), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) aos 18 DAT. Já aos 39 DAT esta diferença entre os níveis de P decresceu, ficando a concentração de Pi em 50% de P em média 100% maior que em 5% de P para os genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M) e SMIG145-1 (O), e a metade deste valor para o genótipo SMIJ319-7 (S).

Nas raízes, as plantas cultivadas em alto nível de P aos 18 DAT, apresentaram incremento da concentração de Pi no tecido em relação ao menor nível de P de aproximadamente 3,0 vezes para os genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M) e SMIJ319-7 (S) e 6,0 vezes no genótipo SMIG145-1 (O). Aos 39 DAT, estes valores aumentaram em 19,0 vezes para o genótipo SMIC148-A (C), e em média 9,0 vezes, nos demais genótipos (Figura 2).

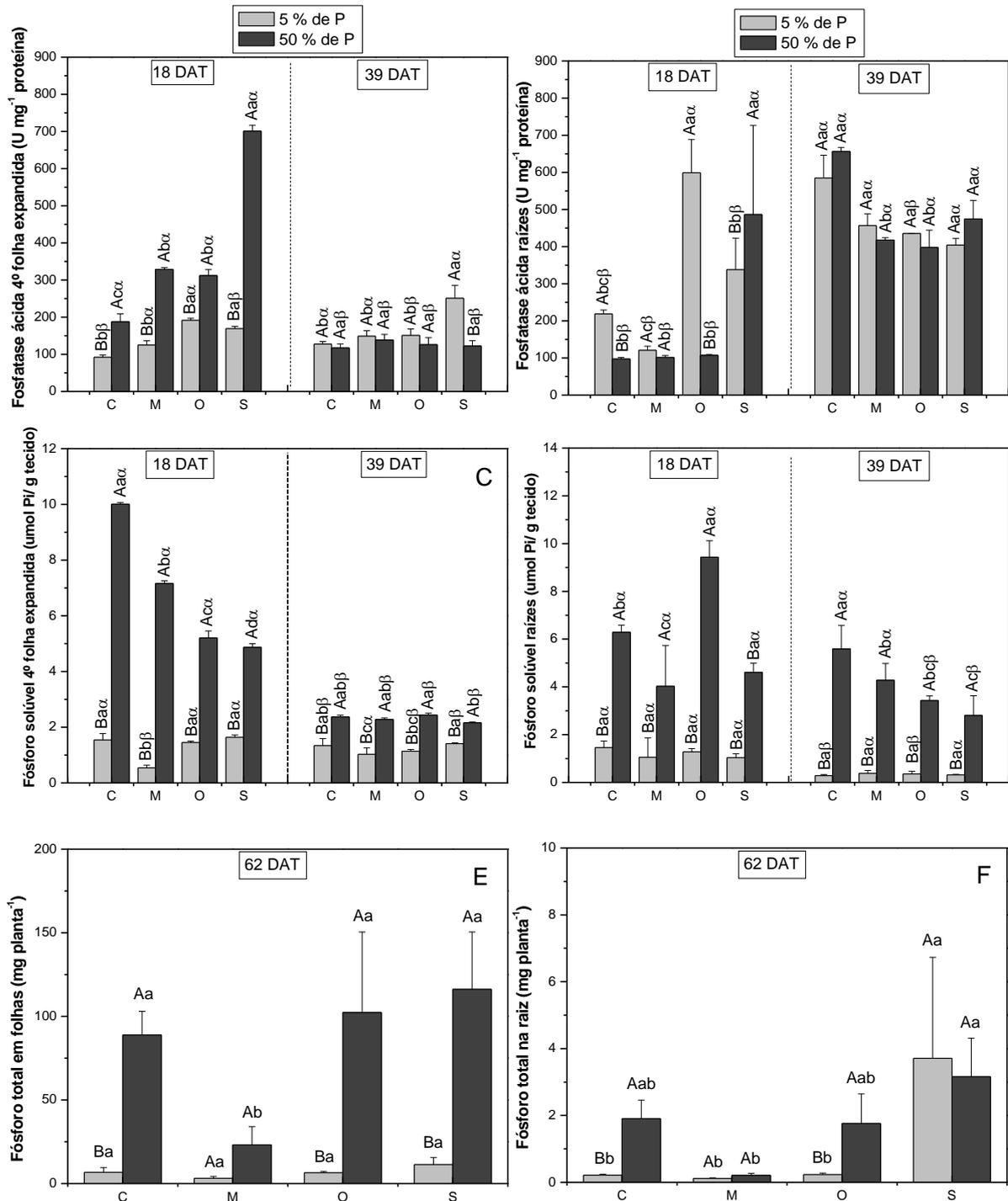
Entre os genótipos, a menor concentração de Pi na quarta folha expandida foi encontrada no genótipo SMIF212-2 (M) em 5% de P, e em 50% de P no genótipo SMIJ319-7 (S), em ambas as coletas. O genótipo SMIC148-A (C) destacou-se dos demais apresentando no alto nível de P, aos 18 DAT, 10,0  $\mu\text{mol Pi g}^{-1}$  tecido. Já nas

raízes, não se verificou diferenças entre os genótipos em baixo P, em ambas as coletas, porém em alto P, o genótipo SMIG145-1 (O) apresentou o maior valor de concentração de Pi ( $9,4 \mu\text{mol g}^{-1}$  tecido) seguido do genótipo SMIC148-A (C) aos 18 DAT, enquanto que na segunda coleta, este último apresentou o maior valor de concentração Pi ( $5,6 \mu\text{mol g}^{-1}$  tecido) (Figura 2).

### 3.2.3 Conteúdo de fósforo total

O conteúdo de P total no tecido foi maior em 50% de P que em 5% de P, para os genótipos SMIC148-A (C) e SMIG145-1 (O), tanto em folhas quanto em raízes, sendo que o genótipo SMIJ319-7 (S) também demonstrou este comportamento para conteúdo de P total nas folhas.

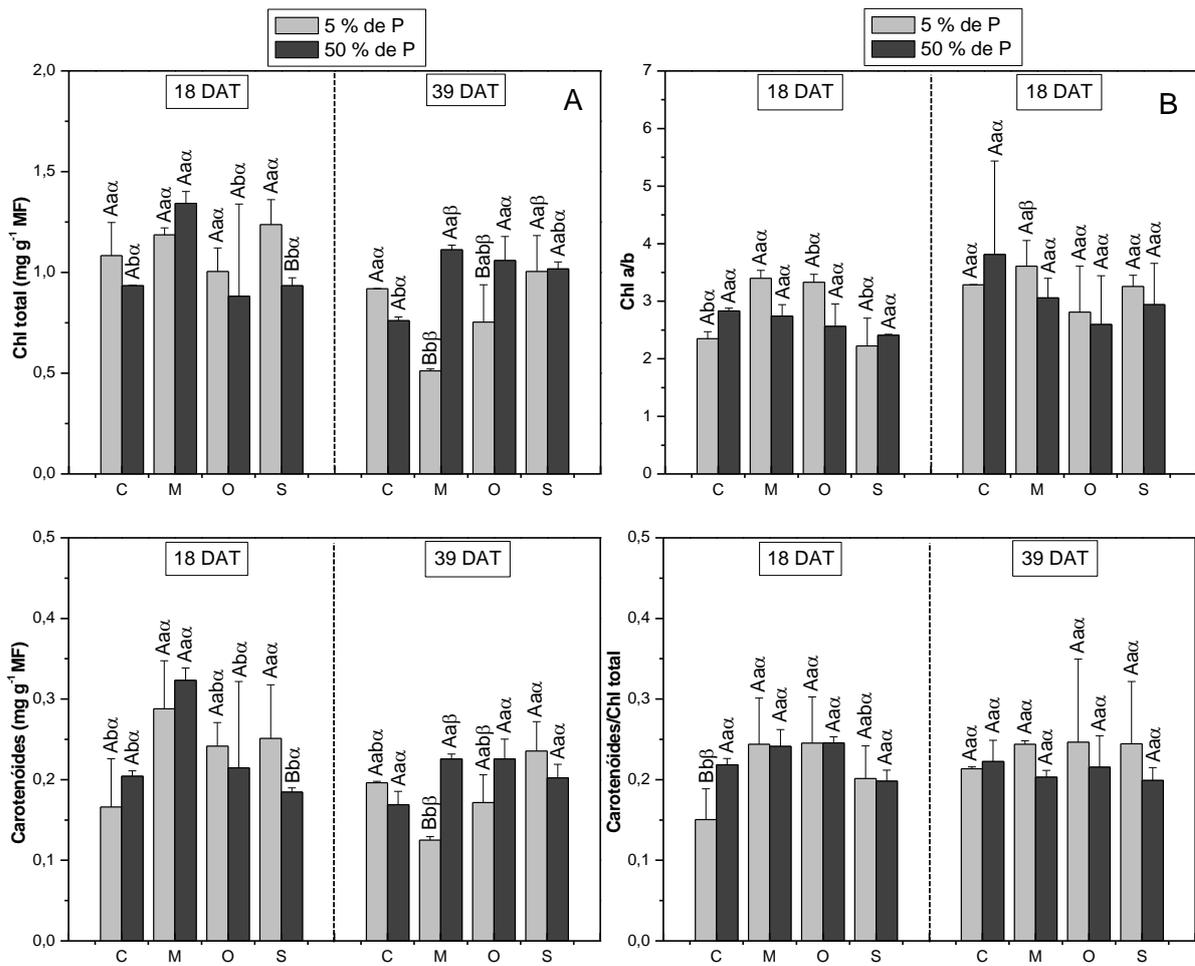
Considerando as diferenças entre genótipos para o conteúdo de P total em 5 % de P, o genótipo SMIJ319-7 (S) nas raízes, apresentou maior conteúdo ( $3,7 \text{ mg planta}^{-1}$ ) que os demais genótipos (em média  $0,18 \text{ mg planta}^{-1}$ ). Neste mesmo órgão, em 50% de P, o genótipo SMIJ319-7 (S) foi superior apenas ao genótipo SMIF212-2 (M), e para o conteúdo de P nas folhas apenas o genótipo SMIF212-2 (M) diferiu dos demais genótipos, em 50% de P, sendo inferior a estes (Figura 2).



### 3.3 Pigmentos fotossintéticos

No primeiro período de coleta (18 DAT), somente o genótipo SMIJ319-7 (S) diferiu entre níveis de P para o teor de clorofila total e carotenóides, ambos maiores em 5% de P, e o genótipo SMIC148-A (C) para a razão carotenóides/clorofila total, apresentando maior razão em alto nível de P. Já aos 39 DAT, para o teor de carotenóides, só o genótipo SMIF212-2 (M) diferiu entre os níveis de P, enquanto que, para o teor de clorofila total, além deste genótipo, o genótipo SMIG145-1 (O) também apresentou maiores valores em alto de P (Figura 3).

Já para as diferenças entre os genótipos, observou-se que o SMIF212-2 (M), aos 18 DAT, foi maior que os demais genótipos, para o teor de clorofila total, em 50% de P e para razão clorofila *a/b*, em 5% de P. Neste mesmo período, para o teor de carotenóides, em 5% de P, os genótipos SMIF212-2 (M) e SMIJ319-7 (S) superaram o genótipo SMIC148-A (C), porém considerando a razão carotenóides/clorofila total, também em 5% de P, o genótipo SMIC148-A (C) foi inferior aos genótipos SMIF212-2 (M) e SMIG145-1 (O). Aos 39 DAT, verificou-se que em baixo P o teor de carotenóides foi maior no genótipo SMIJ319-7 (S) do que no genótipo SMIF212-2 (M), enquanto que para clorofila total tanto o genótipo SMIJ319-7 (S) como o SMIC148-A (C) foram superiores aos genótipos SMIF212-2 (M) (Figura 3).



**Figura 3.** Efeito de dois níveis de fósforo (5 e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) na concentração de clorofila total (Chl total) (A), na razão clorofila *a* sobre clorofila *b* (Chl *a* / *b*) (B), na concentração de carotenóides (C) e na razão carotenóides sobre clorofila total (carotenoides/CHL tota) (D) dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados ao 18 DAT (dias após o transplante) e 39 DAT. Médias ± desvio padrão. Médias seguidas de letras maiúsculas indicam comparação entre níveis dentro do mesmo genótipo, no mesmo tempo, enquanto que letras minúsculas indicam comparação entre genótipos dentro do mesmo nível, no mesmo tempo. Médias seguidas de letras gregas para comparação entre tempos, dentro de genótipo e nível. Teste t (níveis e tempos) e teste Tukey (genótipos) a 5% de probabilidade de erro.

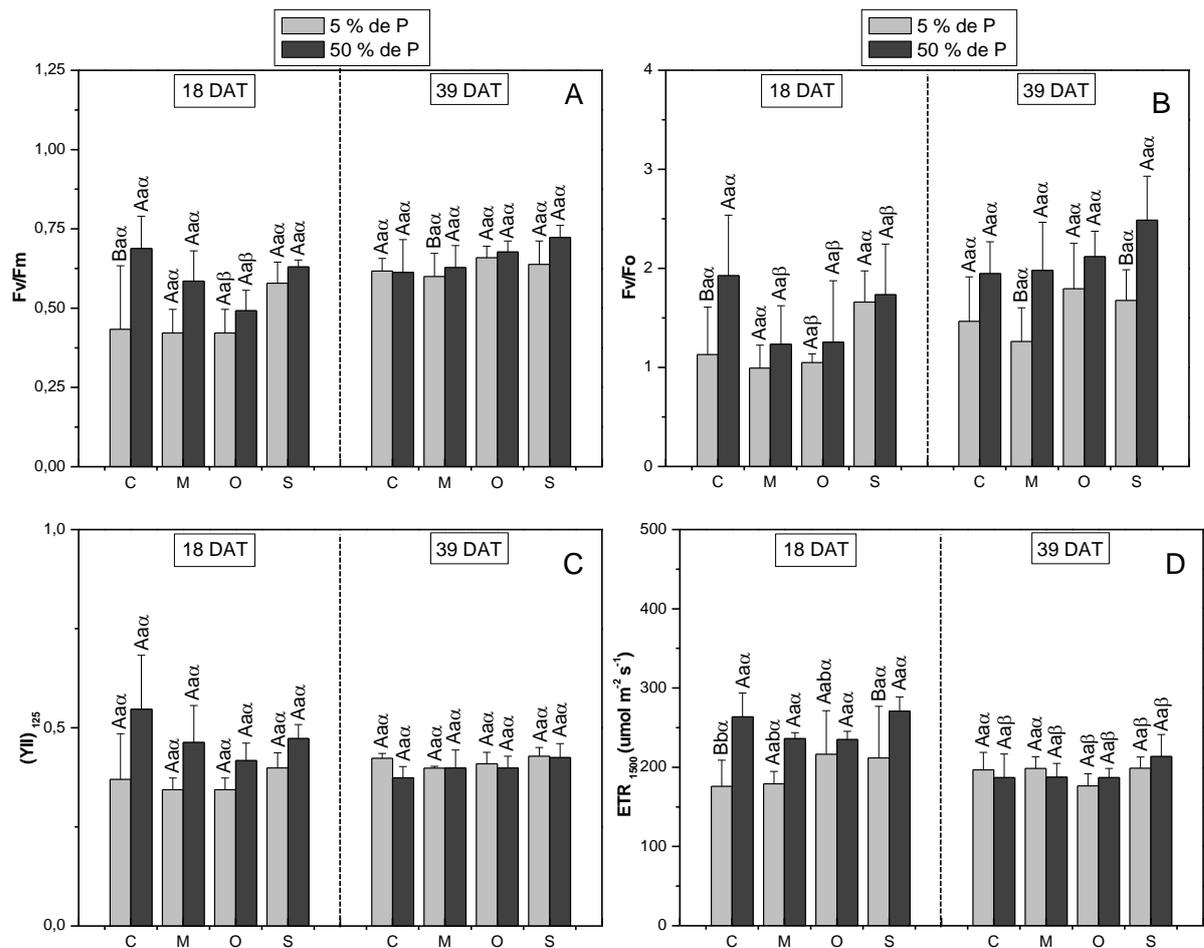
### 3.4 Fluorescência da clorofila *a*

Os resultados encontrados para as variáveis da fluorescência da clorofila *a*, como fluorescência inicial ( $F_0$ ), fluorescência máxima ( $F_m$ ) e rendimento quântico efetivo do PSII ( $(YII)_{125}$ ) não foram afetadas pelo suprimento de P. Já as razões fluorescência variável/fluorescência máxima (eficiência fotoquímica máxima do PSII -

Fv/Fm) e a fluorescência variável/fluorescência inicial (Fv/Fo) apresentaram algumas diferenças entre níveis de P testados, sendo menores em 5% de P em relação a 50% de P com reduções de 22 e 41%, para o genótipo SMIC148-A (C), de 18 e 36% no genótipo SMIF212-2 (M) e de 33% em Fv/Fo para o genótipo SMIJ319-7 (S) (Figura 4).

Considerando a taxa de transporte de elétrons na maior radiação ( $ETR_{1500}$ ) verificou-se que houve diferença entre os níveis P, somente para os genótipos SMIC148-A (C) e SMIJ319-7 (S), aos 18 DAT, com acréscimo nesta taxa de aproximadamente 34% para o genótipo SMIC148-A (C) e de 16% para o genótipo SMIJ319-7 (S) em 50% de P comparado com 5% de P.

Para as diferenças entre genótipos, a taxa de transporte de elétrons ( $ETR_{1500}$ ) foi mais elevada no genótipo SMIJ319-7 (S) comparado ao SMIC148-A (C) neste período e suprimento de P (Figura 4).



**Figura 4.** Efeito de dois níveis de fósforo (5 e 50% da concentração padrão da solução nutritiva) na razão fluorescência variável/fluorescência máxima (eficiência fotoquímica máxima do PSII - Fv/Fm) (A), na razão fluorescência variável/fluorescência inicial (Fv/Fo) (B), no rendimento quântico efetivo do PSII na menor radiação (Y(II)<sub>125</sub>) (C) e na taxa de transporte de elétrons na maior radiação (ETR<sub>1500</sub>) (D) dos genótipos SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O) e SMIJ319-7 (S) avaliados ao 18 DAT e 39 DAT. Médias ± desvio padrão. Médias seguidas de letras maiúsculas indicam comparação entre níveis dentro do mesmo genótipo, no mesmo tempo, enquanto que letras minúsculas indicam comparação entre genótipos dentro do mesmo nível, no mesmo tempo. Médias seguidas de letras gregas para comparação entre tempos, dentro de genótipo e nível. Teste t (níveis e tempos) e teste Tukey (genótipos) a 5% de probabilidade de erro.

### 3.5 Eficiência de uso e resposta ao P

A partir dos diagramas de eficiência de uso e resposta ao P, o genótipo SMIJ319-7 (S) pode ser classificado como eficiente e responsivo (ER) tanto para os parâmetros de crescimento (produção de biomassa de folhas e raízes, produção total de tubérculos e produção de tubérculos graúdos) como para a eficiência de utilização de P em folhas (EUPF) e raízes (EUPR) determinadas a partir do conteúdo

de P total no tecido. Já o genótipo SMIG145-1 (O) também se mostrou ER para a maioria destes parâmetros, exceção feita para a produção de biomassa de folhas e raízes em que se mostrou não-eficiente e não-responsivo (NENR) e para produção total de tubérculos onde foi não eficiente e responsivo (NER). Em contraste o genótipo SMIF212-2 (M), mostrou-se totalmente não-eficiente e não-responsivo (NENR) para todos os parâmetros utilizados na determinação dos índices. Em adição, o genótipo SMIC148-A (C) também apresentou este comportamento (NENR), porém sendo NER, em produção de tubérculos grandes e utilização do P nas raízes (Figuras 5, 6, 7, 9 e 10).

Já para a eficiência de uso e resposta ao P em relação ao índice de colheita os genótipos SMIC148-A (C) e SMIJ319-7 (S) mostraram-se NENR, o genótipo SMIG145-1 (O) ENR e o genótipo SMIF212-2 (M) ER (Figura 8).

A análise das correlações entre os parâmetros de crescimento e a eficiência de uso e resposta ao P nas folhas foi positiva e forte ( $\rho$  acima de 0,70), principalmente aos 62 DAT, sendo a correlação negativa apenas entre o índice de colheita e a resposta ao P nas folhas, tanto aos 39 DAT como aos 62 DAT. A massa seca de folhas correlacionou-se positivamente com a resposta ao fósforo em todos os períodos avaliados e passou de moderada aos 18 e 39 DAT ( $\rho = 0,42$  e  $\rho = 0,57$ ) a forte aos 62 DAT ( $\rho = 0,97$ ) (Tabela 7).

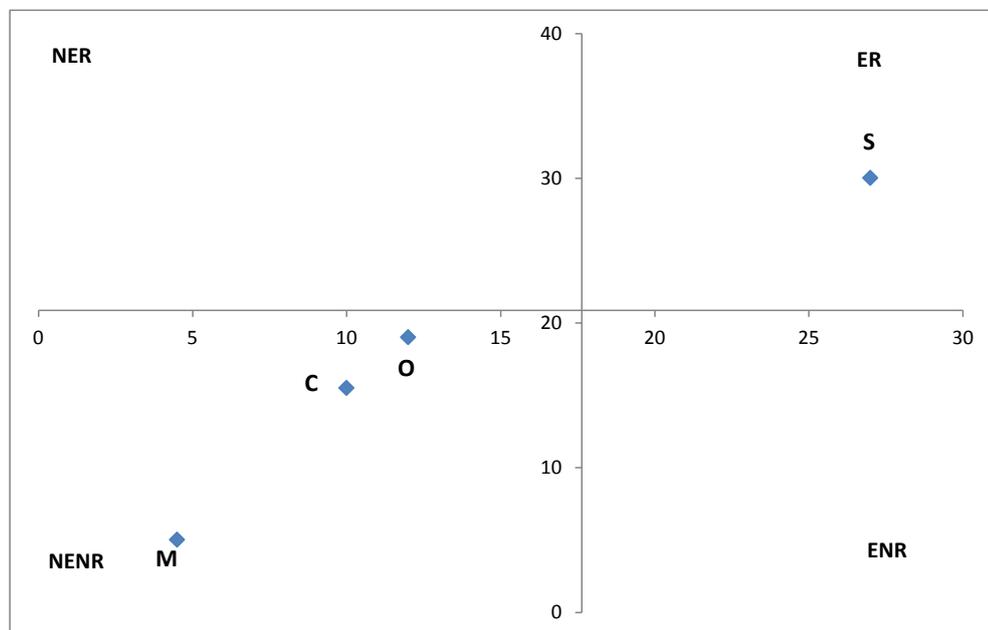
Os parâmetros bioquímicos também foram positivamente correlacionados com a eficiência de uso e resposta ao P nas folhas, apresentando coeficiente de correlação de 0,47 para atividade das APases da quarta folha expandida e raízes aos 18 DAT e de 0,63 para APases da folha aos 39 DAT, considerando a eficiência de uso. Já a resposta ao P apresentou valores de correlação de 0,48 e 0,45 para a atividade das APases da quarta folha expandida e raízes aos 18 DAT, respectivamente. Além do P total nas folhas e raízes, utilizado para calcular as eficiências, a concentração de Pi da quarta folha também mostrou-se correlacionado à eficiência de uso do P aos 18 e 39 DAT.

Enquanto que os parâmetros de fluorescência da clorofila apresentaram correlação com a resposta ao P, principalmente no início do cultivo, apenas Y(II), ou seja, a eficiência efetiva do PSII foi correlacionada à eficiência de uso do P, somente aos 39 DAT ( $\rho = 0,60$ ). Tanto o teor de clorofila total, como o de carotenóides apresentou correlação com a eficiência de uso e resposta ao P nas folhas, sendo que para eficiência de uso o coeficiente de correlação foi de 0,63 e 0,77 aos 39 DAT,

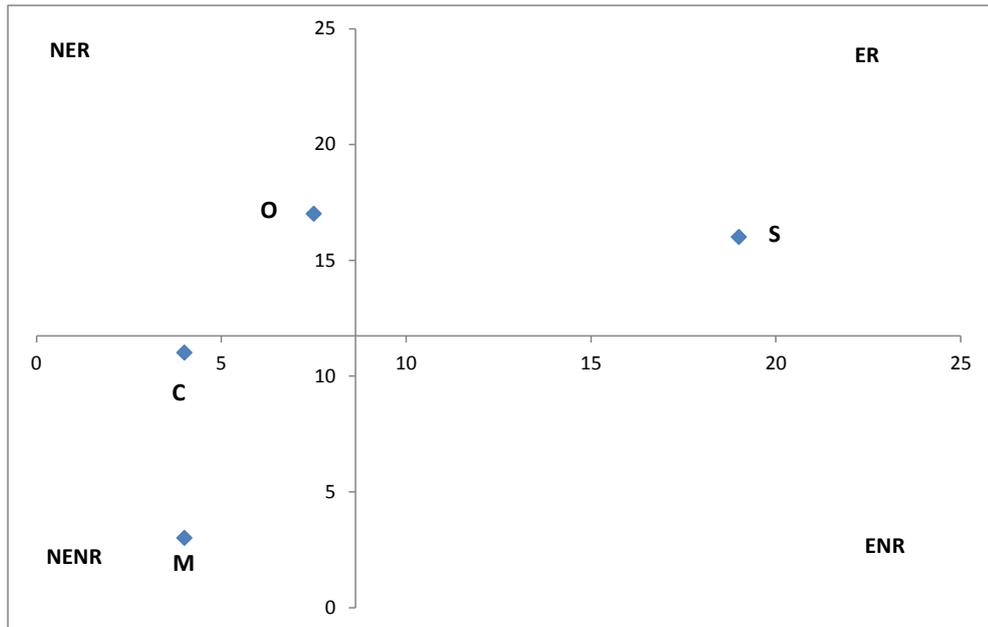
para clorofila total e carotenóides, respectivamente, enquanto que para esses mesmos parâmetros a correlação foi negativa ( $\rho = -0,67$ ) aos 18 DAT para a resposta ao P (Tabela 7).

Assim como as correlações entre os parâmetros de crescimento e a eficiência de uso e resposta ao P nas folhas foi positiva, o mesmo ocorreu para as raízes, porém com correlação moderada (entre 0,56 e 0,66) e sendo negativa para o índice de colheita aos 18 DAT e 62 DAT, respectivamente para eficiência de uso e resposta ao P. Além do P total apresentar correlação unicamente com a resposta ao P aos 62 DAT, houve correlação moderada ( $\rho = 0,50$ ) entre a atividade das APases da quarta folha expandida e a eficiência de uso aos 18 DAT (Tabela 8).

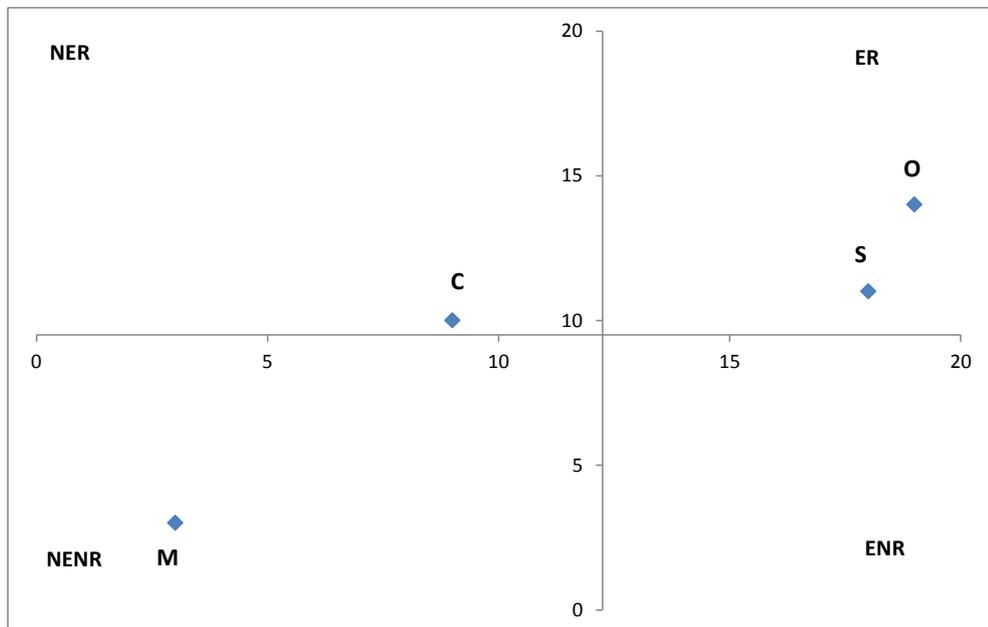
Os parâmetros de fluorescência da clorofila *a* foram positivamente correlacionados com a eficiência de uso ( $F_v/F_m$  e  $F_v/F_o$ ) aos 39 DAT e com a resposta ao P aos 18 DAT ( $F_v/F_o$ ,  $ETR_{1500}$  e  $Y(II)_{125}$ ), enquanto que os pigmentos fotossintéticos, clorofila total e carotenóides, foram negativamente correlacionados com a resposta ao P apenas aos 18 DAT (Tabela 8).



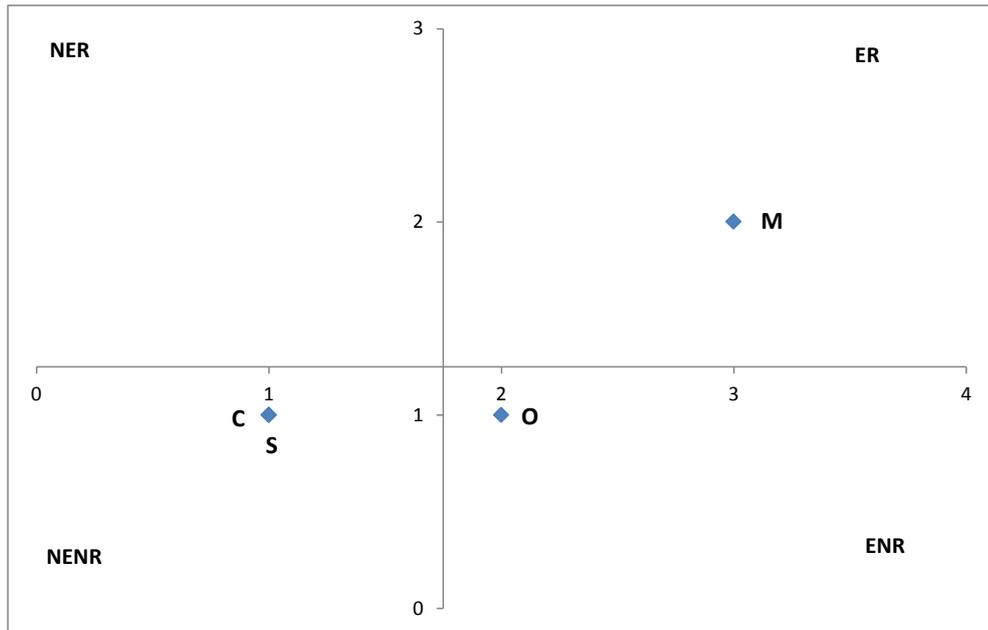
**Figura 5.** Classificação de quatro genótipos de batata [SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O), SMIJ319-7 (S)] cultivados em hidroponia quanto à eficiência de utilização de P sob baixo nível de P e resposta à aplicação de P para a produção biomassa de folhas e raízes. Eficiente e responsivo (ER); não-eficiente e responsivo (NER); eficiente e não-responsivo (ENR); não-eficiente e não-responsivo (NENR).



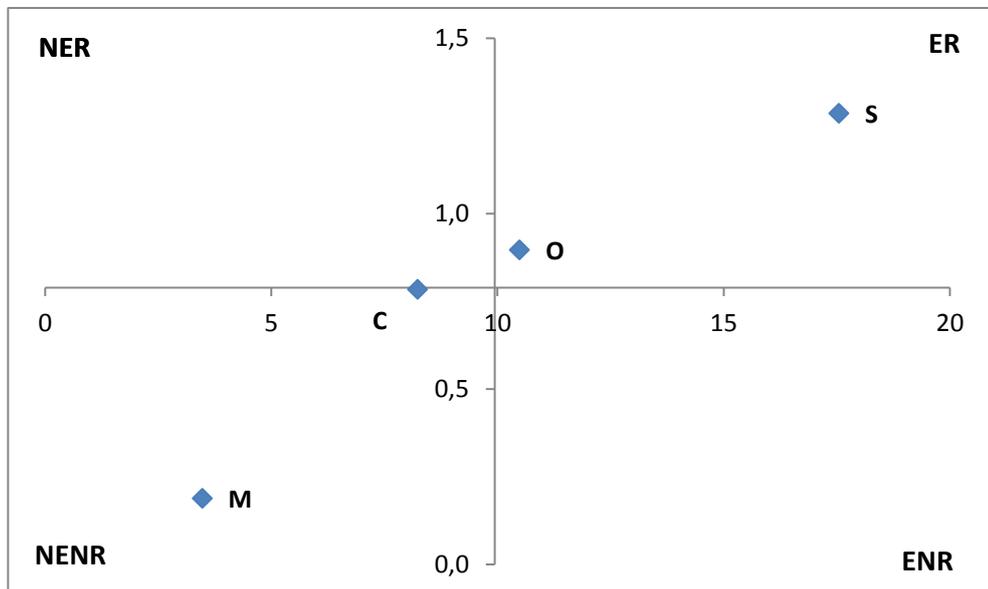
**Figura 6.** Classificação de quatro genótipos de batata [SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O), SMIJ319-7 (S)] cultivados em hidroponia quanto à eficiência de utilização de P sob baixo nível de P e resposta à aplicação de P para a produção total de tubérculos. Eficiente e responsivo (ER); não-eficiente e responsivo (NER); eficiente e não-responsivo (ENR); não-eficiente e não-responsivo (NENR).



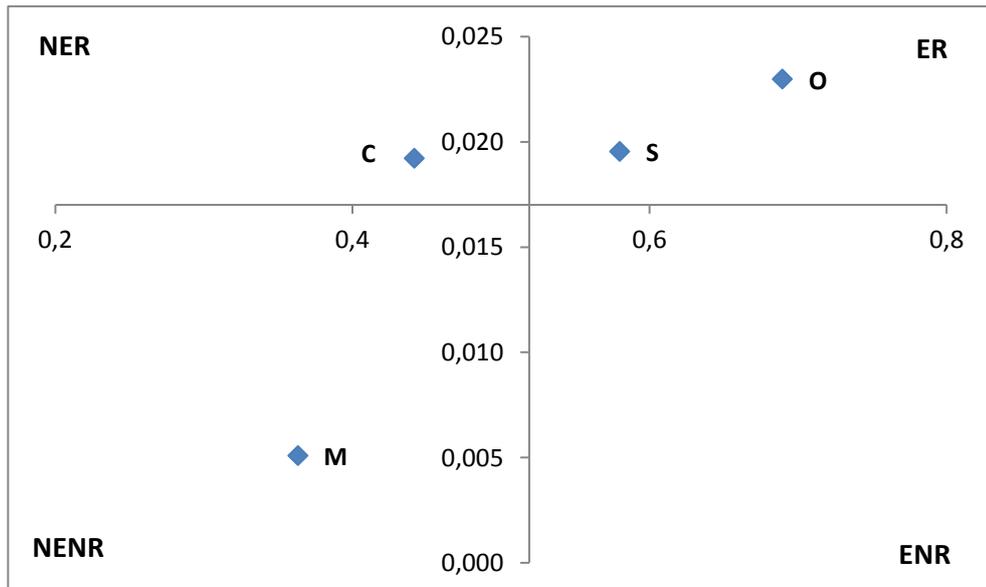
**Figura 7.** Classificação de quatro genótipos de batata [SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O), SMIJ319-7 (S)] cultivados em hidroponia quanto à eficiência de utilização de P sob baixo nível de P e resposta à aplicação de P para a produção de tubérculos de 3 a 5 cm de diâmetro. Eficiente e responsivo (ER); não-eficiente e responsivo (NER); eficiente e não-responsivo (ENR); não-eficiente e não-responsivo (NENR).



**Figura 8.** Classificação de quatro genótipos de batata [SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O), SMIJ319-7 (S)] cultivados em hidroponia quanto à eficiência de utilização de P sob baixo nível de P e resposta à aplicação de P para o índice de colheita. Eficiente e responsivo (ER); não-eficiente e responsivo (NER); eficiente e não-responsivo (ENR); não-eficiente e não-responsivo (NENR).



**Figura 9.** Classificação de quatro genótipos de batata [SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O), SMIJ319-7 (S)] cultivados em hidroponia quanto à eficiência de utilização de P em folhas (EUPF) sob baixo nível de P e resposta à aplicação de P. Eficiente e responsivo (ER); não-eficiente e responsivo (NER); eficiente e não-responsivo (ENR); não-eficiente e não-responsivo (NENR).



**Figura 10.** Classificação de quatro genótipos de batata [SMIC148-A (C), SMIF212-2 (M), SMIG145-1 (O), SMIJ319-7 (S)] cultivados em hidroponia quanto à eficiência de utilização de P em raízes (EUPR) sob baixo nível de P e resposta à aplicação de P. Eficiente e responsivo (ER); não-eficiente e responsivo (NER); eficiente e não-responsivo (ENR); não-eficiente e não-responsivo (NENR).

**Tabela 7.** Coeficiente de correlação de Pearson entre variáveis analisadas e a eficiência no uso e resposta ao P nas folhas (EUPF).

Variáveis	Eficiência de uso			Resposta		
	Tempo			Tempo		
	18 DAT	39 DAT	62 DAT	18 DAT	39 DAT	62 DAT
nº folhas	ns	Ns	0,84 **	ns	ns	0,87 **
MS folhas	0,44 *	Ns	0,97 **	0,42 *	0,57 *	0,97 **
MS raiz	ns	Ns	0,93 **	ns	0,54 *	0,92 **
MF tubérculos	0,57 *	Ns	0,90 **	ns	ns	0,85 **
MS tubérculos	ns	Ns	0,78 **	ns	ns	0,84 **
MS total	ns	Ns	0,95 **	ns	ns	0,92 **
Índice de colheita	ns	Ns	Ns	ns	-0,55 *	-0,70 **
nº tubérculos (3-5 cm)	Nd	Nd	0,74 **	nd	nd	0,84 **
MF tubérculos (3-5 cm)	Nd	Nd	0,73 **	nd	nd	0,78 **
MS tubérculos (3-5 cm)	Nd	Nd	0,72 **	nd	nd	0,79 **
Fosfatase ácida 4 <sup>a</sup>						
folha	0,47 *	0,63 **	Nd	0,48 *	ns	nd
Fosfatase ácida raiz	0,47 *	Ns	Nd	0,45 *	ns	nd
P solúvel 4 <sup>a</sup> folha	0,73 **	0,61 *	Nd	ns	ns	nd
P solúvel raiz	ns	Ns	Nd	ns	ns	nd
P total folhas	Nd	Nd	0,89 **	nd	nd	0,85 **
P total raízes	Nd	Nd	0,84 **	nd	nd	0,81 **
Fv/Fm	ns	Ns	Nd	ns	0,43 *	nd
Fv/Fo	ns	Ns	Nd	0,45 *	0,43 *	nd
ETR <sub>1500</sub>	ns	Ns	Nd	0,59 *	ns	nd
Y (II) <sub>125</sub>	ns	0,60 *	Nd	0,48 *	ns	nd
Clorofila total (Chl total)	ns	0,63 **	Nd	-0,67**	ns	nd
Carotenóides	ns	0,77 **	Nd	-0,67 **	ns	nd

\* P ≤ 0,05; \*\* P ≤ 0,001; ns = não significativo; nd= não determinado.

**Tabela 8.** Coeficiente de correlação de Pearson entre variáveis analisadas e a eficiência no uso e resposta ao P nas raízes (EUPR).

Variáveis	Eficiência de uso			Resposta		
	Tempo			Tempo		
	18 DAT	39 DAT	62 DAT	18 DAT	39 DAT	62 DAT
nº folhas	ns	0,60 *	Ns	ns	ns	0,60 *
MS folhas	ns	Ns	Ns	ns	ns	0,59 *
MS raiz	ns	Ns	Ns	ns	ns	0,63 **
MF tubérculos	ns	Ns	Ns	ns	ns	0,66 **
MS tubérculos	ns	Ns	Ns	ns	ns	0,59 *
MS total	ns	Ns	Ns	ns	ns	0,60 *
Índice de colheita	-0,48 *	Ns	Ns	ns	ns	-0,43 *
nº tubérculos (3-5 cm)	Nd	Nd	Ns	nd	nd	0,60 *
MF tubérculos (3-5 cm)	Nd	Nd	Ns	nd	nd	0,60 *
MS tubérculos (3-5 cm)	Nd	Nd	Ns	nd	nd	0,56 *
Fosfatase ácida 4 <sup>a</sup> folha	0,50 *	Ns	Nd	ns	ns	nd
Fosfatase ácida raiz	ns	Ns	Nd	ns	ns	nd
P solúvel 4 <sup>a</sup> folha	ns	Ns	Nd	ns	ns	nd
P solúvel raiz	ns	Ns	Nd	ns	ns	nd
P total folhas	Nd	Nd	Ns	nd	nd	0,57 *
P total raízes	Nd	Nd	Ns	nd	nd	0,49 *
Fv/Fm	ns	0,49 *	Nd	ns	ns	nd
Fv/Fo	ns	0,41 *	Nd	0,53 *	ns	nd
ETR <sub>1500</sub>	ns	Ns	Nd	0,44 *	ns	nd
Y (II) <sub>125</sub>	ns	Ns	Nd	0,56 *	ns	nd
Clorofila total (Chl total)	ns	Ns	Nd	-0,56 *	ns	nd
Carotenóides	ns	Ns	Nd	-0,57 **	ns	nd

\* P ≤ 0,05; \*\* P ≤ 0,001; ns = não significativo; nd= não determinado.

## 4 DISCUSSÃO

### 4.1 Parâmetros de crescimento

Os parâmetros de crescimento analisados foram, de maneira geral, influenciados pelos níveis de P nos dois últimos períodos de coleta (39 DAT e 62 DAT), sendo que as maiores diferenças foram encontradas aos 62 DAT.

Este estudo demonstrou que o cultivo de plantas de batata em baixo suprimento de P (5 % de P) gerou redução no número de folhas, bem como diminuição no comprimento das hastes da planta. Lynch et al. (1991) observaram que o número de folhas esteve entre os principais fatores responsáveis pelo menor crescimento de feijoeiro cultivado em solução nutritiva sob baixa disponibilidade de P, e que segundo Li et al. (2007) este baixo crescimento das plantas deficientes em P, está relacionado com o comprometimento na síntese de um conjunto de proteínas.

Em adição, houve reduções na massa fresca de folhas bem como de raízes, de haste e do total das plantas nos genótipos cultivados em 5% de P em relação a 50% de P. A produção de matéria seca de folhas, de hastes, de raízes e total da planta, conseqüentemente, também foi menor em baixo nível de P. Akhtar et al. (2008) observaram redução na matéria seca de raízes em cultivares de *Brassica sp.* cultivadas em solução nutritiva com baixo P. Reduções na massa seca da parte aérea em déficit de fósforo também foram observadas em soja por Fredeen et al. (1989) e em feijão e sorgo por Al-karaki et al. (1995).

Em razão da deficiência de P interferir no crescimento e desenvolvimento das plantas, estas, muitas vezes, desenvolvem mecanismos que as tornam mais tolerantes a esta deficiência (WISSUWA, 2003), como a redução de crescimento da parte aérea em relação à raiz. O aumento na relação raiz/parte aérea sob baixo suprimento de P tem sido observado em diversas espécies cultivadas em solo e solução nutritiva (FÖHSE et al., 1988; FURLANI et al., 2002; BRASIL et al., 2007). Os resultados encontrados neste trabalho mostram que o genótipo SMIJ319-7 (S), aos 18 DAT, apresentou aumento na razão massa fresca de raízes/parte aérea em 5% de P em comparação a 50% de P e, considerando a massa seca, o mesmo

genótipo apresentou tendência ( $p \leq 0$ ) a este comportamento, corroborando os resultados dos autores citados. Segundo Gardner et al. (1985) isto ocorre porque as plantas retêm maior quantidade de fósforo nas raízes em condições de deficiência deste nutriente, favorecendo o crescimento do sistema radicular em detrimento da parte aérea, e tornando-se drenos preferenciais dos fotoassimilados (VANCE et al., 2003). Este maior crescimento das raízes possibilita maior aquisição de P pela planta (LARCHER, 2004). Em períodos posteriores, no entanto, o genótipo SMIJ319-7 (S) não apresentou aumento na razão raízes/parte aérea em menor nível de P. Sendo assim, possivelmente, desenvolveu outros mecanismos de tolerância à deficiência de P, já que este genótipo tem alta produção em baixo P. Provavelmente, um dos mecanismos utilizados por este genótipo foi a maior atividade das APases verificada aos 39 DAT em relação aos 18 DAT em 5 % de P, tanto em raízes quanto em folha, o que possibilitou a realocação e melhor distribuição do P já adquirido.

Verificou-se em geral diferença marcante entre os níveis de P no período final de coleta (62 DAT) para a produção de tubérculos, tanto em número quanto em massa fresca e seca destes, sendo a produção maior em 50% de P em comparação com 5% de P. De acordo com Prezotti (1986) o P é o macronutriente que promove maior incremento na produtividade da batata, sendo considerado como condicionador da produção e também antecipa a maturação dos tubérculos. Além disto, em nosso estudo, as plantas de batata crescidas em alto nível de P, aos 62 DAT apresentaram maior produção de tubérculos graúdos (de 3 - 5 cm de diâmetro), tanto em número quanto em massa, apoiando o relatado por Prezotti (1986) de que o P estimula a formação de tubérculos graúdos. Estes dados, portanto, demonstram que o alto suprimento de P propiciou o cultivo de plantas de batata com produção de tubérculos mais aceitáveis para a comercialização, devido ao tamanho grande e alta massa.

Considerando o índice de colheita, que relaciona a produção de tubérculos com a biomassa total da planta, verificou-se que, em geral, não houve grandes diferenças entre os níveis de P, no entanto, a batata é caracterizada por apresentar os maiores valores de índice colheita, variando entre 0,7 e 0,8 de acordo com Larcher (2004). Victorio et al. (1986) afirma que valores de índice de colheita são muito influenciados pelo ambiente, o que explica os valores encontrados para este índice em nosso estudo que variaram entre 0,2 e 0,5 em ambos os níveis de P, pois o experimento foi realizado em casa de vegetação e a área disponível no recipiente

de cultivo das plantas para seu crescimento e desenvolvimento era bastante limitada.

## 4.2 Parâmetros bioquímicos

A atividade das fosfatases ácidas (APases), que é responsável pela desfosforilação de moléculas orgânicas (FERNANDES et al., 2000), e muito utilizada para monitorar a necessidade de fósforo em culturas (ROSSI; MONTEIRO, 1999), em nosso estudo em geral, apresentou-se maior nas raízes em baixo P comparado ao alto P, aos 18 DAT. De acordo com Ascencio (1994) a atividade das APases tanto em raízes como na parte aérea aumenta à medida que se eleva a deficiência de P, o que foi verificado por Zimmermann et al. (2004) que observaram aumento na atividade de fosfatase ácida ao longo da raiz de batata. Este aumento ocorre em virtude de incrementos na síntese “de novo” da enzima fosfatase ácida que, em contraste, em condições de suprimento elevado ou adequado de P tem sua síntese inibida pelo íon fosfato, por um mecanismo de retro-inibição (REID; BIELESKI, 1970). Em razão disto, em boa disponibilidade de P as plantas normalmente demonstram diminuição na atividade das APases. Já os resultados encontrados neste trabalho para atividade de APases na quarta folha expandida foram inversos aos encontrados pelos autores mencionados, pois a atividade das APases neste órgão foi mais baixa em 5% de P que em 50% de P aos 18 DAT e tendeu ( $p \leq 0$ ) a este comportamento aos 39 DAT. No entanto, Fernandes et al. (2000) verificou nas folhas de feijoeiro menor atividade desta enzima em baixo P, e atribuiu este resultado há prováveis alterações no metabolismo normal das plantas, decorrentes da nutrição fosfatada. Ascencio (1994) também verificou em folhas de feijoeiro aos 28 dias após o plantio menor atividade de fosfatase ácidas nas plantas cultivadas sob baixo P.

As APases, por estarem presentes em diferentes órgãos e em vários compartimentos celulares (YONEYAMA et al., 2007), podem exercer diferentes funções na planta, dentre elas a ciclagem de Pi (DUFF et al., 1994), que é uma fonte importante deste nutriente para o crescimento, especialmente em estágios mais

tardios de desenvolvimento da planta e em situações onde a disponibilidade P no solo é baixa (VENEKLAAS, 2012). Outra função é que estas enzimas também podem ser secretadas por algumas plantas, através dos pêlos radiculares, para quebrarem algumas moléculas orgânicas liberando P do meio, sendo responsáveis por controlarem a aquisição externa de Pi (DUFF et al., 1994). Desta forma, possivelmente as fosfatases ácidas quantificadas nos genótipos de batata em nosso estudo estejam envolvidas com a realocação do Pi, considerando que em razão da alta atividade das APases nas raízes, sob baixo suprimento de P, a remobilização deste nutriente neste órgão seja alta e a translocação para a parte aérea esteja compensando a demanda da planta por este nutriente para manter seus processos metabólicos ativos, compensando desta forma, uma menor atividade na parte aérea. Por outro lado, a maior atividade de APases na quarta folha em alto P em relação ao baixo P, pode ser em virtude de a planta ter que manter o seu alto crescimento da parte aérea, já que as plantas cultivadas com alto nível de P apresentaram parte aérea bastante desenvolvida.

Contudo, mesmo as APases sendo consideradas indicador do estado nutricional das plantas (Ascencio, 1994), neste estudo, a atividade das APases sofreu o efeito da época de coleta, pois diferenças entre os níveis de P foram encontradas somente aos 18 DAT. Desta forma, esta enzima seria descartada como um bom marcador de deficiência de P em estágios mais tardios. Elliott e Läuchli (1986) trabalhando com milho também relataram que o efeito dos níveis de P na atividade da fosfatase ácida dependeu da idade em que as plantas foram amostradas, o que também foi verificado por McLachlan et al. (1987) em plantas de trigo. A idade da planta, o seu estágio de desenvolvimento, bem como o número de dias sob estresse e o tempo após o início do estresse metabólico de P são fatores fundamentais, segundo Ascencio (1994), a serem considerados no uso das APases como diagnose nutricional em relação ao P.

A concentração de Pi presente nos tecidos das plantas de batata cultivadas em 50% de P foi mais elevada que em 5% de P, para todos os genótipos avaliados neste estudo e em ambas as partes analisadas da planta, raízes e parte aérea, o que também foi verificado em plantas cultivadas, como *Brassica napus* (colza) e *Cucurbita maxima* (abóbora) (PANT et al., 2008), e em plantas de pastagens, como *Medicago truncatula* (alfafa) (BRANSCHIED et al., 2010). Bezerra (2000) verificou reduções nas concentrações de Pi em soja em condições de déficit de P. Segundo

White e Hammond (2008), a concentração  $P_i$  nos tecidos geralmente reflete o fornecimento de P.

De maneira geral, para os genótipos testados o conteúdo de P total foi menor em baixo nível de P, com exceção do genótipo SMIF212-2 (M) tanto em folhas quanto em raízes e do genótipo SMIJ319-7 (S) em folhas que não diferiram entre níveis de P. Rodrigues (2004) estudando menta, observou que os teores foliares de P apresentaram uma relação direta com as concentrações de P na solução nutritiva, o que foi relatado também por Martinez (1980) e Almeida (1998) que verificaram que o aumento dos níveis P na solução nutritiva proporcionou incremento na concentração de P do capim-braquiária.

### 4.3 Pigmentos fotossintéticos

Os pigmentos fotossintéticos podem ser usados como indicadores de diversos tipos de estresses causados às plantas, dentre eles o estresse por deficiência de nutrientes (HENDRY; PRICE, 1993). Os pigmentos fotossintéticos, como clorofila *a*, *b* e carotenóides são responsáveis pela absorção e captura da energia luminosa nas etapas iniciais da fotossíntese (BOWYER; LEEGOOD, 1997).

Em nosso estudo, plantas submetidas a baixo suprimento de fósforo (5% de P), como o genótipo SMIJ319-7 (S), aos 18 DAT, apresentaram incremento nos teores de clorofila total e carotenóides em comparação com o alto nível de P, enquanto que os outros genótipos estudados não apresentaram diferenças entre os níveis de P neste período. Gomes et al. (2003), em estudos com alfafa, não encontraram diferenças nos teores de clorofila e carotenóides, entre as plantas cultivadas em baixo P e as plantas do tratamento controle, e sugeriu que embora os teores de  $P_i$  nas folhas em baixo P estivessem menores em relação ao controle essa redução provavelmente não influenciou a biossíntese ou a degradação dos pigmentos fotossintéticos. Podemos inferir que em nosso estudo, com exceção do observado para o genótipo SMIJ319-7 (S), os genótipos mantiveram a produção de pigmentos mesmo em baixo suprimento de P, no período inicial (18 DAT) mesmo com concentração de  $P_i$  reduzida nas folhas. Sawada et al. (1983) e Lima et al. (1999) trabalhando com feijão, também encontraram que a deficiência de P não

alterou as concentrações de clorofilas e carotenóides. O mesmo foi observado em estudos com soja (FREDEEN et al., 1989; CRAFTS-BRANDNER, 1992a) e milho (USUDA; SHIMOGAWARA, 1991, 1992). Zanela (2001), em alfafa, verificou assim como os outros autores citados, que os teores de clorofila não foram alterados pelo P em diversas concentrações na solução nutritiva. Em razão disto, pode-se dizer que nem sempre a deficiência de P altera as concentrações de clorofilas e carotenóides. Esta inexistência de alterações no teor de pigmentos fotossintéticos, segundo Butler (1977), pode refletir na manutenção da captação de luz pelo sistema-antena do fotossistema I (LHC I) e fotossistema II (LHC II) e também na capacidade de transferência de elétrons na cadeia fotossintética. Bezerra (2000), em soja, verificou que a redução no teor de pigmentos esteve associada à redução na taxa de transporte de elétrons (ETR). Porém em nosso estudo o teor de pigmentos no período inicial (18 DAT) em baixo P foi mantido, no entanto teve-se redução no ETR para os genótipos SMIJ319-7 (S) e SMIC148-A (C) neste período, sendo assim possivelmente não seria somente a quantidade de pigmentos que estaria influenciando a taxa de transporte de elétrons. Estudos têm mostrado que a atividade do PSII é altamente regulada por radiação e a utilização de ATP e NADPH no ciclo de Calvin e outros processos metabólicos no cloroplasto (ROSENQVIST; VAN KOOTEN, 2003), portanto, a eficiência fotoquímica do PSII e a taxa de dissipação de calor devem ser ajustadas de modo que as taxas de transporte de elétrons correspondam à capacidade da redução de carbono no ciclo de Calvin (RUBAN; HORTON, 1995).

Já o aumento no teor de carotenóides nas plantas crescidas sob deficiência de P, pode ser considerado como um mecanismo de adaptação destas plantas a uma condição adversa. Estudos têm mostrado que quando as plantas são submetidas a algum estresse combinado com alta radiação, pode haver um aumento na formação de espécies reativas de O<sub>2</sub>, como oxigênio singleto e radical superóxido, que são danosos à planta. Sendo assim plantas expostas a estas condições teriam incrementos no teor de carotenóides, que agiriam através de um mecanismo antioxidante no cloroplasto (SMIRNOFF, 1995). Zanela (2001) relatou que as folhas das plantas de alfafa crescidas em solução nutritiva com menor quantidade de P apresentaram os maiores teores de carotenóides, como verificado em nosso estudo para o genótipo SMIJ319-7 (S) aos 18 DAT.

Aos 39 DAT, verificou-se que em 5% de P em comparação com 50% os genótipos SMIF212-2 (M) e SMIG145-1 (O) tiveram redução na quantidade de clorofila total e carotenóides, e o genótipo SMIJ319-7 (S) não manteve o incremento no teor de pigmentos fotossintéticos em relação ao alto P verificado no período anterior em baixo P. Provavelmente pela planta já estar em um período de deficiência maior de P, a biossíntese de novos pigmentos, pois estes ao longo do ciclo da planta são degradados e sintetizados novamente, tenha sido comprometida em razão da falta de P, embora este nutriente não faça parte diretamente da rota de biossíntese das clorofilas e carotenóides. Jiang et al. (2009), também observaram mudanças no conteúdo de pigmentos fotossintéticos induzidas pelo baixo nível de P no cultivo de *Citrus grandis* (toranjas). Silva (1998) em soja, sob baixo suprimento de P, verificou que os pigmentos fotossintéticos tiveram sua síntese reduzida. Plesnicar et al. (1994) observaram menor teor de clorofila total em plantas de girassol cultivada em baixo nível de P e em beterraba a deficiência de P reduziu a concentração de clorofila total em folhas (RAO; TERRY, 1989).

Em relação à razão clorofila a/b não foram encontradas diferenças entre os níveis de P para os genótipos de batata testados. Zanella (2001) em alfafa também não verificou diferenças nesta relação entre os níveis de P e atribui isto ao efeito fotoprotetor dos carotenóides. O declínio na razão clorofila a/b pode refletir danos no complexo central do PSII, pois há aumento na concentração de clorofilas b que são mais concentradas no PSII (KEUTGEN et al., 1997), uma vez que a degradação parcial destes pigmentos é uma forma eficaz de diminuir a energia que chega ao PSII, protegendo-o (ECKHARDT et al., 2004).

A razão carotenóides/clorofila total pode ser usada como um indicador potencial de dano fotooxidativo causado por alta radiação (HENDRY; PRICE, 1993). A clorofila tende a ser fotooxidada em altas radiações luminosas e os carotenóides podem prevenir esta fotooxidação. No entanto, em razão da deficiência de P alterar todo funcionamento do aparato fotossintético, aumentos nessa relação poderiam ser verificado em virtude de dano no PSII causado por excesso de radiação, porém isto não foi verificado nas folhas de batata em nosso estudo, sendo o decréscimo observado no genótipo SMIC148-A (C) no início do cultivo, em baixo P, devido à diminuição no teor de carotenóides e não no teor de clorofilas total.

Contudo, pode-se inferir que como a concentração de pigmentos fotossintéticos variou entre os períodos de coleta nos genótipos de batata testados e

não houve uma resposta mais contundente entre os genótipos, este parâmetro não poderia ser considerado como um bom marcador de estresse por deficiência de P em batata.

#### 4.4 Fluorescência da clorofila *a*

De maneira geral verificou-se alterações na fluorescência da clorofila *a* e na taxa de transporte de elétrons nas plantas de batata cultivadas sob baixo suprimento de P.

Em razão da fluorescência ser uma das vias em que a energia luminosa pode ser direcionada (MAXWELL; JOHNSON, 2000), variações nos parâmetros desta via podem indicar alterações nas outras vias de dissipação de energia como a fotossíntese e a dissipação de calor. Em condições de deficiência de P ocorre redução no processo fotossintético que é regulado tanto em nível de absorção da energia luminosa nos tilacóides, quanto pelas enzimas do metabolismo do carbono (PLENICAR ET AL. 1994; RODRIGUEZ ET AL. 2000), levando a redução no crescimento e desenvolvimento da planta (SILVA, 2010).

Neste estudo a deficiência de P não teve efeito sobre as variáveis da fluorescência da clorofila *a* como  $F_o$  e  $F_m$ . Gomes (2003), em *Medicago sativa* (alfafa), também não verificou diferenças em  $F_o$  e  $F_m$ , em deficiência de P.

De acordo com Ouzounidou (1993) aumento na fluorescência inicial ( $F_o$ ), indica que há algum dano no centro de reação do PSII, ou uma redução na transferência de energia de excitação do sistema coletor de luz para o centro de reação. Isto normalmente ocorre em situações de estresse fotossintético que também resulta em um decréscimo na fluorescência máxima ( $F_m$ ). Ambos os parâmetros  $F_o$  e  $F_m$ , podem indicar que está ocorrendo dano fotoquímico. No entanto, se estivesse ocorrendo dano no PSII dos genótipos de batata estudados, por excesso de radiação em razão da deficiência de P, ter-se-ia aumento em  $F_o$  e redução em  $F_m$  em baixo suprimento de P em comparação com o alto suprimento, o que não foi observado.

No entanto, deve-se ter muito cuidado ao tentar interpretar a importância da diminuição de  $F_m$  ou o aumento de  $F_o$  que ocorrem como resultado de um

tratamento de estresse, devido a alterações que podem ocorrer na folha alterando a quantidade de luz que é absorvida, porém, não significando que está ocorrendo dano no PSII (BAKER, 2008). Um parâmetro mais robusto para indicar se há dano no PSII é a razão  $F_v/F_m$ , que indica a eficiência quântica máxima do PSII (BAKER, 2008), pois esta razão exclui estas variações na folha.

Em plantas saudáveis, normalmente, os valores de  $F_v/F_m$  chegam aproximadamente a 0,85, em condições de baixa radiação, podendo variar entre espécies, sendo que valores muito inferiores a este poderiam indicar que as plantas foram expostas a algum tipo de estresse biótico ou abiótico que reduziu a capacidade fotoquímica do PSII (KALAJI, 2008). Os resultados deste estudo mostraram valores entre 0,5 e 0,6 para  $F_v/F_m$ , no entanto, em razão das medições terem sido feitas entre 12:00 e 13:00 horas, período de alta radiação, provavelmente as plantas sofreram fotoinibição, o que explica os valores baixos, ressaltando a importância dos carotenóides com sua atividade fotoprotetora. Porém, se estivesse ocorrendo um agravamento na fotoinibição em razão da deficiência de P, considerando os valores de  $F_v/F_m$ , estes seriam menores em plantas cultivadas em baixo P em comparação com as do alto suprimento de P, o que foi observado em nosso estudo somente para os genótipos SMIC148-A (C), aos 18 DAT e SMIF212-2 (M), aos 39 DAT. Abadia et al. (1987) e Lima et al. (1999) relatam que a deficiência de P praticamente não afeta a eficiência quântica do PSII enquanto que Plesnicar et al. (1994) e Rodriguez et al. (2000) afirmam que este parâmetro é afetado pela deficiência deste nutriente.

Zanela (2001) verificou em alfafa que em baixo nível de P na solução nutritiva, a razão  $F_v/F_m$  foi reduzida em 4 a 6% das determinadas nas outras concentrações. Lima (1999) também verificou em feijão redução de 7% em  $F_v/F_m$  em deficiência de P, por outro lado, Gomes (2003), em alfafa, não verificou diferenças na razão  $F_v/F_m$  na deficiência de P, e inferiu que este resultado pode estar relacionado com a manutenção nos teores de clorofilas e carotenóides. Isto também pode ter acontecido em nosso estudo, pois, de maneira geral, as plantas de batata cultivadas em baixo P mantiveram o teor de pigmentos em relação ao alto P, principalmente aos 18 DAT. Também se pode considerar que o baixo nível de P utilizado no cultivo das batatas como sendo um tratamento de deficiência de P (5% de P) não seria um nível tão severo a ponto de mostrar redução significativa na razão  $F_v/F_m$ , pois estudos mostram que esta variável é mais afetada por deficiências severas como

uma forte deficiência hídrica (BEZERRA, 2000), salinidade (SMILLIE; NOTT, 1982), temperatura (KRISTJÁNSDÓTTIR; MERKER 1993), dentre outras.

O declínio verificado em  $F_v/F_m$  também foi observado para os mesmos genótipos em  $F_v/F_o$  e para o genótipo SMIJ319-7(S) aos 39 DAT. No entanto, com diferenças mais significativas entre os níveis de P que as verificadas em  $F_v/F_m$ . Esta razão é considerada como um indicador mais sensível das mudanças na fotossíntese do que a razão  $F_v/F_m$  por responder prontamente a qualquer variação em  $F_o$  ou em  $F_v$  (fluorescência variável:  $F_m-F_o$ ) (BABANI; LICHTENTHALER, 1996) e também representa o máximo rendimento primário da fotoquímica do PSII (KALAJI, 2008), fornecendo uma estimativa da capacidade fotossintética das folhas. Zanela (2001) trabalhando com alfafa também verificou reduções na razão  $F_v/F_o$  em plantas deficientes em P.

Para o parâmetro  $Y(II)$  ou parâmetro de Genty, que representa o rendimento efetivo do PSII (SCHREIBER et al., 1994), não foram verificadas diferenças entre os níveis de P para os genótipos de batata testados. Em contraste, Bezerra (2000) verificou que o déficit de fósforo levou a diminuição neste parâmetro em soja, cultivada em solo e areia em casa de vegetação.

Foi verificada redução na taxa de transportes de elétrons na máxima radiação ( $ETR_{1500}$ ) nos genótipos SMIC148-A (C) e SMIJ319-7 (S) aos 18 DAT em 5% de P em relação a 50 % de P. No entanto os genótipos SMIF212-2 (M) e SMIG145-1 (O) apresentaram tendência ( $p \leq 0,12$ ) a este comportamento. A taxa de transporte de elétrons (ETR) pode ser considerada um parâmetro indicativo das taxas de fotossíntese (MAXWELL; JOHNSON, 2000) e Furbank et al. (1987) identificaram que a redução da fotossíntese sob deficiência de P depende do seu efeito sobre o sistema de transporte de elétrons.

Bezerra (2000) trabalhando com soja verificou que a deficiência de P diminuiu a quantidade de elétrons capturados pelo centro de reação do PSII, refletindo provavelmente em menor taxa de transporte de elétrons. Desta forma, pode-se dizer que em plantas com suprimento adequado de P, tem-se maior taxa de transporte de elétrons, o que corresponde à eficiência de todo aparato fotossintético. No entanto, plantas crescidas sob deficiência de P apresentam menor taxa de transporte de elétrons em virtude de alterações na estrutura da membrana dos tilacóides e falta de  $P_i$  para a síntese de ATP e NADPH (BACHER, 2008).

De maneira geral, pode-se inferir que em razão do declínio verificado tanto em  $F_v/F_m$  quanto em  $F_v/F_o$  nos genótipos SMIC148-A (C) e SMIF212-2 (M) e no transporte de elétrons ( $ETR_{1500}$ ) dos genótipos SMIC148-A (C) e SMIJ319-7 (S) em baixo suprimento de P, pode estar ocorrendo algum dano no PSII e, assim, reduzindo a taxa fotossintética em razão da deficiência de P.

#### 4.5 Eficiência de uso e resposta ao P

Em nosso estudo, foram encontradas diferenças entre os genótipos de batata tanto em baixo quanto em baixo P para parâmetros de crescimento, bioquímicos e de fluorescência da clorofila *a*, o que possivelmente ocorreu devido às diferentes eficiências de utilização e resposta ao P destes genótipos. Segundo Fageria (1998), produtividades diferentes podem ser observadas sob as mesmas condições de fertilidade em razão da exigência nutricional bem variável entre variedades da mesma espécie, bem como das diferentes eficiências de absorção e/ou utilização dos nutrientes por estas (ABICHEQUER; BOHNER, 1998) que são afetadas por vários fatores como o clima, o solo, a planta e suas interações (FAGERIA, 1998). Além disso, o potencial genético varia bastante entre clones, podendo ser explorado no melhoramento vegetal, como por exemplo, na seleção de genótipos com alta eficiência de uso e resposta ao P.

A eficiência e a resposta do genótipo SMIJ319-7 (S) ao P verificada em nosso estudo possivelmente ocorreu em razão da sua elevada atividade das APases tanto em baixo quanto em alto suprimento de P em raízes e folhas, que é mantida ao longo do ciclo. Verificou-se também alta concentração de  $P_i$  na quarta folha em baixo P e acúmulo de P total neste genótipo, nos dois níveis de P, o que contribuiria para a eficiência de uso e resposta ao P neste genótipo. Além disso, a alta eficiência do genótipo SMIJ319-7 (S) em baixo P pode ser atribuída a sua alta produção de parte aérea, levando a maior taxa fotossintética e, conseqüentemente, maior alocação de fotoassimilados para a produção de tubérculos, pois este genótipo apresentou maior taxa de transporte de elétrons que os demais genótipos (manteve alta taxa de transporte de elétrons em baixo P). Este genótipo também teve alta produção de raízes em 5% de P, verificada principalmente no período final de

cultivo, o que possivelmente levou a maior absorção de P levando a alta produção em baixo nível deste nutriente.

O genótipo SMIF212-2 (M) por outro lado, apresentou, principalmente ao final do ciclo, menor número de folhas, menor comprimento de haste, menor desenvolvimento de raízes e a menor razão de massa raízes/parte aérea, verificando-se também que investiu mais em número de tubérculos que no enchimento dos mesmos, apresentando maior massa seca de tubérculos pequenos comparado aos demais. O menor porte deste genótipo propicia menos gastos energéticos, principalmente para manter a parte aérea, porém uma diminuição do tecido fotossintético pode derivar em baixa produção de tubérculos. Os parâmetros bioquímicos também influenciaram na caracterização deste genótipo como não-eficiente e não-responsivo (NENR), como a baixa atividade das APases nas raízes em baixo P, assim como a menor concentração de Pi observada na quarta folha expandida, aos 18 DAT, como também a taxa de transporte de elétrons ( $ETR_{1500}$ ) que foi a menor observada entre os genótipos neste período e nível de P.

Já o genótipo SMIG145-1 (O) manteve-se sempre responsivo para os parâmetros utilizados na construção dos índices de eficiência de uso e resposta ao P devido principalmente ao alto teor de Pi nas raízes e P total nas folhas e raízes em alto P, e a eficiência deste genótipo se deve à alta atividade das APases tanto na quarta folha expandida quanto nas raízes principalmente no período inicial, em 5% de P.

O genótipo SMIC148-A (C), no geral, foi caracterizado como não-eficiente no uso (NE) em razão de sua produção de tubérculos ser baixa, diferenciando-se pouco do genótipo SMIF212-2 (M) que foi caracterizado como NENR, assim como por apresentar baixa atividade das APases na quarta folha expandida nos dois períodos de coleta que os demais genótipos e a menor taxa de transporte de elétrons ( $ETR_{1500}$ ) observada entre os genótipos aos 18 DAT em baixo P. No entanto, para alguns parâmetros como a produção de tubérculos graúdos foi considerado responsivo, possivelmente em razão da alta concentração de Pi e P total em 50% de P, tanto em raízes quanto na quarta folha expandida, além de alta atividade das APases em raízes verificada aos 39 DAT neste mesmo nível de P.

## 5 CONCLUSÕES

1. A baixa disponibilidade de P no cultivo da batata comprometeu o crescimento das plantas, pois gerou reduções tanto em produção total de tubérculos e de tamanho de interesse comercial (3 – 5 cm de diâmetro) quanto na produção de parte aérea e raízes.
2. O suprimento de P influenciou a atividade de fosfatases ácidas tanto na quarta folha como nas raízes das plantas, bem como na concentração de P solúvel (Pi) e no conteúdo de P total na planta.
3. Algumas reduções nas variáveis da fluorescência da clorofila *a* ocorreram em razão do baixo nível de P aplicado, em alguns genótipos, como reduções em Fv/Fm, Fv/Fo e no ETR<sub>1500</sub>, indicando possíveis alterações na fotossíntese em baixo P.
4. A baixa disponibilidade de P de maneira geral não interferiu na concentração de pigmentos fotossintéticos.
5. Os genótipos SMIC148-A (C) e SMIF212-2 (M) foram classificados de maneira geral em NENR e os genótipos SMIJ319-7(S) e SMIG145-1 (O) em ER a partir de índices de eficiência de uso e resposta ao P determinados pelo ranqueamento da produção de biomassa de folhas e raízes, produção de tubérculos (total e de 3 – 5 cm de diâmetro) e índice de colheita, bem como a partir de índices de eficiência de uso e resposta do P determinados a partir do conteúdo de P total no tecido quantificado na matéria seca de folhas e raízes dos genótipos de batata.
6. Com base nos parâmetros avaliados, os genótipos mais indicados para a produção em solo com disponibilidade reduzida de P seriam o SMIJ319-7(S) e SMIG145-1 (O) devido a sua alta eficiência de utilização e resposta ao P e o genótipo SMIC148-A (C) também poderia ser utilizado, quando ocorre a aplicação de fertilizantes fosfatados, pois em produção de tubérculos graúdos foi considerado um genótipo responsivo.

## **Agradecimentos**

Os autores agradecem ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), a Coordenação e Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e a Fundação de Amparo à Pesquisa de Estado do Rio Grande do Sul (FAPERGS) pelo apoio financeiro.

## Referências

ABADIA, J.; RAO, I. M.; TERRY, N. Changes in leaf phosphate status have only small effects on the photochemical apparatus of sugar beet leaves. **Plant Science**, v. 50 p. 49-55, 1987.

ABICHEQUER, A. D.; BOHNERN H. Eficiência de absorção, translocação e utilização de fósforo por variedades de trigo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Campinas, v. 22, n. 1, p. 21-26, 1998.

AKHTAR, M. S.; OKY, Y.; ADACHI, T. Phosphorus and biomass distribution, and Pefficiency by diverse *Brassica* cultivars exposed to adequate and P-stress environmental. **Journal of the Faculty of Environmental Science and Technology**, Okayama, v. 13, n. 1, p. 111-119, Mar. 2008.

AL-KARAKI, G. N.; CLARK, R. B.; SULLIVAN, C. Y. Effects of phosphorus and water stress levels on growth and phosphorus uptake of bean and sorghum cultivars. **Journal of Plant Nutrition**, v.18, n. 3, p.563-578, 1995.

ALLEN, E. J.; SCOTT, R.K. An analysis of growth of the potatoes crop. **Journal of Agricultural Science**, Cambridge, v. 94, p. 583-606, 1980.

ALMEIDA, J. C. R. de. **Combinação de doses de fósforo e magnésio na produção e nutrição de duas braquiárias**. 1998. 81 f. Dissertação (Mestrado) Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz". Piracicaba, SP. Universidade de São Paulo, 1998.

ANDRIOLO, J. L. Sistema hidropônico fechado com subirrigação para produção de minitubérculos de batata. In: **Simpósio de melhoramento genético e previsão de epifitias em batata**, 2006, Santa Maria, Anais... Santa Maria: UFSM, 2006. p. 26-40.

ASCENCIO, J. Acid phosphatase as a diagnostic tool. **Communications in Soil Science and Plant Analyses**, v. 25, p. 1553-1564, 1994.

ASHLEY, K.; CORDELL, D.; MAVINIC, D. A brief history of phosphorus: From the philosopher's stone to nutrient recovery and reuse. **Chemosphere**, v. 84, p. 737-746, 2011.

BABANI, F., LICHTENTHALER, H. K. Light-induced and age-dependent development of chloroplast in etiolated barley leaves as visualized by determination

of photosynthetic pigments, CO<sub>2</sub> assimilation rates and different kinds of chlorophyll fluorescence ratios. **Journal of Plant Physiology**, v. 148, p. 555-566, 1996.

BAKER, N. R. Chlorophyll Fluorescence: A Probe of Photosynthesis *In Vivo*. **Annual Review of Plant Biology**, v. 59, p. 89–113, 2008.

BELANGER, G. et. al. Tuber growth and biomass partitioning of two potato cultivars grown under different N fertilization rates with and without irrigation. **American Journal Potato Research**, v. 78, p. 109-117, 2001.

BESFORD, R. T. Phosphorus nutrition and acid phosphatase activity in the leaves of seven plant species. **Journal of Science of Food and Agriculture**, v. 30, p. 281-285, 1979.

BEUKEMA, H. P.; VAN DER ZAAG, D. E. **Introduction to potato production**. Netherland: Pudoc Wageningen, 1990, p. 13-23, 42-52.

BEZERRA, M. A. **Trocas gasosas, fluorescência e níveis de carboidratos em cultivares de soja submetidos a défices hídrico e de fósforo**. 2000, 100 f. Tese (Doutorado em fisiologia vegetal- *Doctor Scientiae*). Viçosa, MG. Universidade Federal de Viçosa, 2000.

BISOGNIN, D. A. (edit.) Simpósio de melhoramento genético e previsão de epifitias em batata. In: ANDRIOLO, J. L. **Sistema hidropônico fechado com subirrigação para produção de minitubérculos de batata**. Santa Maria, RS, 2006. p. 26-40, 161 p.

BOWYER, J. B.; LEEGOOD, R. C. Photosynthesis. In: DEY, P. M.; HARBORNE, J. B.; (eds) **Plant Biochemistry**, San Diego: Academic Press, pp. 49–110, 1997.

BRADFORD, M. M. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein – dye binding. **Plant Physiology Biochemistry**, v. 72, p. 248-254, 1976.

BRANSCHIED, A. et. al. Expression pattern suggests a role of MiR399 in the regulation of the cellular response to local Pi increase during arbuscular mycorrhizal symbiosis. **Molecular Plant Microbe Interactions**, v. 23 p. 915–926, 2010.

BRASIL, E. C. et al. Matéria seca e acúmulo de nutrientes em genótipos de milho contrastantes quanto a aquisição de fósforo. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 31, n. 3, p. 704-712, maio/jun. 2007.

BROOKS, A. Effects of phosphorus nutrition on ribulose-1,5-bisphosphate carboxylase activation, photosynthetic quantum yield and amounts of some Calvin-cycle metabolites in spinach leaves. **Australian Journal of Plant Physiology**, v. 13, p. 221-237, 1986.

BUTLER, W. L. Chlorophyll fluorescence: a probe for electron transfer and energy transfer. In: TREBST, A.; AVRON, M. (Eds). **Encyclopedia of plant physiology**. New York, v. 5, p. 149-167, 1977.

CRAFTS-BRANDNER, S. J. Phosphorus nutrition influence on leaf senescence in soybean. **Plant Physiology**, Rockville, v. 98, n. 3, p. 1128-1132, 1992.

DUFF, S. M. G.; SARATH, G.; PLAXTON, W. C. The role of acid phosphatases in plant phosphorus metabolism. **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v. 90, n. 4, p. 791-800, dec., 1994.

ECKHARDT, U.; GRIMM, B.; HÖRTENSTEINER, S. Recent advances in chlorophyll biosynthesis and breakdown in higher plants. **Plant Molecular Biology**, v. 56, p. 1-14, 2004.

ELLIOT, G. C.; LÄUCLHI, A. Evaluation of an acid phosphatase assay for detection of phosphorus deficiency in leaves of maize (*Zea mays* L.). **Journal of Plant Nutrition**, v. 9, n. 11, p. 1469-1477, 1986.

ELSHEERY, N. I.; CAO, K. F. Gas exchange, chlorophyll fluorescence, and osmotic adjustment in two mango cultivars under drought stress. **Acta Physiol Plant**, v. 30, p. 769-777, 2008.

FAGERIA, N. K. Otimização da eficiência nutricional na produção das culturas. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**. Campina Grande, v. 2, p. 49-64, 1998.

FERNANDES, L. A. et. al. Fósforo e atividade da fosfatase ácida em plantas de feijoeiro. **Pesquisa agropecuária brasileira**, Brasília, v. 33, n. 5, p. 769-773, maio 1998.

FERNANDES, L. A. et. al. Frações de fósforo e atividade da fosfatase ácida em plantas de feijoeiro cultivadas em solos de várzea. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 24, n. 3, p. 561-571, 2000.

FÖHSE, D.; CLAASSEN, N.; JUNGK, A. Phosphorus efficiency of plants. In. External and internal P requirement and P uptake efficiency of different plant species. **Plant and Soil**, The Hague, v. 110, n. 1, p. 101-109, Aug. 1988.

FORCE, L.; CRITCHLEY, C.; VAN RENSEN, J. J. S. New fluorescence parameters for monitoring photosynthesis in plants. **Photosynthetica Research**, v. 78, p.17–33, 2003.

FOX, R. H. Selection for phosphorus efficiency in corn. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**, New York, v. 9, n. 1, p. 13-37, 1978.

FOYER, C. H.; LELANDAIS, M.; KUNERT, K. J. Photooxidative stress in plants. **Plant Physiol**, v. 92, p. 696–717, 1994.

FREDEEN, A. L.; RAO, I. M.; TERRY, N. Influence of phosphorus nutrition on growth and carbon partitioning in *Glycine max*. **Plant Physiology**, Rockville, v. 89, p. 225-230, 1989.

FURBANK, R. T.; FOYER, C. H.; WALKER, D. A. Regulation of photosynthesis in isolated spinach chloroplasts during orthophosphate limitation. **Biochimica et Biophysica Acta**, v. 894, p. 552-61, 1987.

FURLANI, A. M. C. et al. Variability of soybean germplasm in relation to phosphorus uptake and use efficiency. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 59, n. 3, p. 529-536, jul./set. 2002.

GARDNER, F. P.; PEARCE, R. B.; MITCHELL, R. L. **Physiology of crop plants**. Ames, Iowa: Iowa University press, 1985, 327 p.

GOMES, F. T. et. al. Fotossíntese em alfafa (*Medicago sativa* L.) sob supressão e ressuprimento de fosfato. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 33, n. 5, p. 821-828, set-out, 2003.

GRANT, C. A. A importância do fósforo no desenvolvimento inicial da planta. **Informações Agronômicas**, n. 95, 2001. 16 p.

GUIDI, L., PALLINI, G. F., SOLDATINI, G. F. Influence of phosphorus deficiency on photosynthesis in sunflower and soybean plants. **Agrochimica**, v. 32, p. 211-223, 1994.

HENDRY, G. A. F.; PRICE, A. H. Stress indications: chlorophylls and carotenoids. In: HENDRY, G.A.F. & GRIME, J.P. (Eds.). **Methods in comparative plant ecology. A laboratory manual**. London: Chapman e Hall, 1993, p.148-152

JACOB, J. Phosphate deficiency increases the rate constant of thermal dissipation of excitation energy by photosystem II in intact leaves of sunflower and maize. **Australian Journal of Plant Physiology**, v. 22, p. 417-424, 1995.

JEFFERIES R. A., MACKERRON D. K. L. Radiation interception and growth of irrigated and droughted potato (*Solanum tuberosum*). **Field Crops Research**, v. 22, p. 101-102, 1989.

JIANG, H. X.; TANG, N.; ZHENG, J.G. Phosphorus alleviates aluminum- induced inhibition of growth and photosynthesis in *Citrus grandis* seedlings. **Physiol Plantarum**, v. 137, p. 298–311, 2009.

JIAO, D.; JI, B.; LI, X. Characteristics of chlorophyll fluorescence and membrane-lipid peroxidation during senescence of flag leaf in different cultivars of rice. **Photosynthetica**, v. 41, p. 33-41, 2003.

KALAJI, H. M.; GUO, P. Chlorophyll fluorescence: a useful tool in barley plant breeding programs, **Nova Science Publishers**, c. 12, p. 469 463, 2008.

KEUTGEN, N., CHEN, K., LENZ, F. Responses of strawberry leaf photosynthesis, chlorophyll fluorescence and macronutrient contents to elevated CO<sub>2</sub>. **Journal of Plant Physiology**, v. 150, p. 395-400, 1997.

KRAUSE, G. H.; WEIS, E. Chlorophyll fluorescence and photosynthesis: The basics. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v. 42, p. 313-349, 1991.

KRISTJANSDOTTIR, I. S., MERKER, A. Temperature-related changes in chlorophyll fluorescence and contents of chlorophyll and carotenoids in Andean and European potato clones. **Plant Breed**, v. 111, p. 148-154, 1993.

LARCHER, W. **Ecofisiologia Vegetal**. São Carlos: RiMa, 2004. 531p.

LI, K. et. al. Efficient production and characterization for maize inbred lines with low-phosphorus tolerance. **Plant Science**, v. 172, n. 2, p. 255-264, 2007.

LICHTENTHALER, H. K. et. al. Changes in photosynthetic pigments and *in vivo* chlorophyll fluorescence parameters under photoinhibitory growth conditions. **Photosynthetica**, v. 27, p. 343-353. 1992.

LIMA, J. D.; MOSQUIM, P. R.; DA MATTA, F. M. Leaf gas exchange and chlorophyll fluorescence parameters in *Phaseolus vulgaris* as affected by nitrogen and phosphorus deficiency. **Photosynthetica**, v. 37, p. 113-121, 1999.

LONG, S. P.; HUMPHRIES, S.; FALKOWSKI, P. G. Photoinhibition of photosynthesis in nature. **Annual Review of Plant Biology**, v. 45, p. 633–662, 1994.

LYNCH, J.; LÄUCHLI, A.; EPSTEIN, E. Vegetative growth of the common bean in response to phosphorus-nutrition. **Crop Science**, Madison, v. 31, n. 2, p. 380-387, Mar./Apr. 1991.

LYNCH, J. P.; BROWN, K. M. Topsoil foraging – an architectural adaptation of plants to low phosphorus availability, **Plant Soil**, v. 237, p. 225-237, 2001.

LYNCH, J. P. Root Phenotypes for Enhanced Soil Exploration and Phosphorus Acquisition: Tools for Future Crops. **Plant Physiology**, v. 156, pp. 1041–1049, July. 2011.

MARSCHNER, H. **Mineral nutrition of higher plants**. 4 ed. San Diego: Academic Press, 2002. 889 p.

MARTINEZ, H. E. P. **Níveis críticos de fósforo em *Panicum maximum* (Stapf) Prain, *Brachiaria humidicola* (Rendle) Schweickhardt, *Digitaria decumbens* Stent, *Hyparrhenia rufa* (Ness) Stapf, *Melinis minutiflora* Pal de Beauv, *Panicum maximum* Jacq. e *Pennisetum purpureum* Schum.** 1980. 90 f. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”. Piracicaba, SP. Universidade de São Paulo, 1980.

MAXWELL, K.; JOHNSON, G. N. Chlorophyll fluorescence – a practical guide. **Journal of Experimental Botany**, v. 51, p. 659-668, 2000.

McLACHLAN, K. D. et.al. Leaf acid phosphatase isozymes in the diagnosis of phosphorus status in field-grown wheat. **Australian Journal of Agricultural Research**, v. 38, n. 1, p. 1-13, 1987.

MOUGET, J.; TREMBLIN, G. Suitability of the fluorescence monitoring system (FM, Hansatech) for measurement of photosynthetic characteristics in algae. **Aquatic Botany**, Amsterdam, v. 74, p. 219-231, 2002.

MURASHIGE, T.; SKOOG, F. A revised médium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. **Physiologia Plantarum**, v. 15, n. 3, p. 473-497, 1962.

NETTO, A. T. et al. Photosynthetic pigments, nitrogen, chlorophyll *a* fluorescence and SPAD-502 readings in coffee leaves. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 104, p. 199-209, 2005.

OUZOUNIDOU, G. et al. Changes in variable chlorophyll fluorescence as a result of Cu-treatment: dose-response relations in *Silene* and *Thaspi*. **Photosynthetica**, Dordrecht, v. 29, n. 3, p. 455-462, 1993.

PANDA D.; SHARMA S. G.; SARKAR R. K. Chlorophyll fluorescence parameters, CO<sub>2</sub> photosynthetic rate and regeneration capacity as a result of complete submergence and subsequent re-emergence in rice (*Oryza sativa* L.). **Aquatic Botany**, v. 88, p. 127– 133, 2008.

PANT, B. D. et. al. MicroRNA399 is a long-distance signal for the regulation of plant phosphate homeostasis. **Plant Journal**, v. 53, p. 731–738, 2008.

PLESNICAR, M. E. et. al. Photosynthesis and chlorophyll fluorescence in sunflower (*Helianthus annuus* L.) leaves as affected by phosphorus nutrition. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 45, n. 276, p. 919-924, 1994.

PREZOTTI, L. C.; CARMO, C. A. S.; ANDRADE NETO, A. P. M. **Nutrição mineral da batata**. Vitória: EMCAPA, 1986. 44 p.

RAO, I. M., TERRY, N. Leaf phosphate status, photosynthesis, and carbon partitioning in sugar beet I. Changes in growth, gas exchange and Calvin cycle enzymes. **Plant Physiology**, v. 90, p. 814-819, 1989.

REID, M. S. M.; BIELESKI, R. L. Changes in phosphatase activity in phosphorus deficient *Spirodela*. **Planta**, Berlin, v. 94, p. 273-284, 1970.

RODRIGUES, C. R. et. al. Nutrição mineral, crescimento e teor de óleo essencial da menta em solução nutritiva sob diferentes concentrações de fósforo e épocas de coleta. **Horticultura brasileira**, v. 22, n. 3, jul./set. 2004.

RODRIGUEZ, D.; ANDRADE, F. H.; GOUDRIAAN, J. Does assimilate supply limit leaf expansion in wheat grown in the field under low phosphorus availability? **Field Crops Research**, v. 67, p. 227-238, 2000.

ROSENQVIST, E.; VAN KOOTEN, O. Chlorophyll fluorescence: a general description and nomenclature. In: DEELL J.R.; TOIVONEN, P.M.A. (eds.). **Practical Applications of Chlorophyll Fluorescence in Plant Biology**. Norwell, Massachusetts, USA: Kluwer Academic Publishers, p. 30-77, 2003.

ROSSI, C.; MONTEIRO, F. A. Doses de fósforo, épocas de coleta e o crescimento e diagnose nutricional nos capins braquiária e colônia. **Scientia Agricola**, v. 56, n. 4, p. 1101-1110, out./dez. 1999.

RUBAN, A. V.; HORTON, P. Regulation of nonphotochemical quenching of chlorophyll fluorescence in plants. **Australian Journal Plant Physiology**, v. 22, p. 221-230, 1995.

SANTOS, M. G. dos. et. al. The role of inorganic phosphate on photosynthesis recovery of common bean after a mild water deficit. **Plant Science**, v. 170, p. 659-664, 2006.

SAWADA, S.; IGARASHI, T.; MIYACHI, S. Effects of phosphate nutrition on photosynthesis, starch and total phosphorus level in single rooted leaf of dwarf bean. **Photosynthetica**, Dordrecht, v. 7, n. 4, p. 484-490, 1983.

SCHREIBER, U.; BILGER, W.; NEUBAUER, C. Chlorophyll fluorescence as a noninvasive indicator for rapid assessment of in vivo photosynthesis. In: SCHULZE, E.D.; CALDWELL, M. M. (eds.). **Ecophysiology of Photosynthesis**, Berlin, Germany: Springer Verlag, p. 49-70, 1994.

SIDDIQI, M. Y.; GLASS, A. D. M. Utilization index: a modified approach to the estimation and comparison of nutrient utilization efficiency in plants. **Journal of Plant Nutrition**, New York, v. 4, p. 289-302, 1981.

SILVA, D. M. **Crescimento, fotossíntese e metabolismo do nitrogênio em plantas de soja noduladas sob omissão e ressuprimento de fósforo**. 1998. 117 f. Tese (Doutorado em Fisiologia Vegetal) – Viçosa, MG, Universidade Federal de Viçosa, 1998.

SILVA, E. B.; RESENDE, J.C.F.; WELBER, B. R.C. Resposta do feijoeiro a doses de fósforo em solo arenoso. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 31, n. 6, p. 973-977, 2001

SILVA, L. da. et. al. Fotossíntese, relações hídricas e crescimento de cafeeiros jovens em relação à disponibilidade de fósforo. **Pesquisa agropecuária brasileira**, Brasília, v. 45, n. 9, p. 965-972, set. 2010.

SMILLIE, R.M., NOTT, R. Salt tolerance in crop plants monitored by chlorophyll fluorescence *in vivo*. **Plant Physiol**, v.70, p.1049-1054, 1982.

SMIRNOFF, N. **Environment and plant metabolism flexibility and acclimation**. Oxford: BIOS Scientific Publishers, p. 217-243, 1995.

STRASSER R. J. Donor side capacity of photosystem II probed by chlorophyll a fluorescence transients. **Photosynthetica Research**, v. 52, p.147–155, 1997.

TABALDI, L. A. et. al. Effects of metal elements on acid phosphatase activity in cucumber (*Cucumis sativus* L.) seedlings. **Environmental and Experimental Botany**, Amsterdam, v. 59, p. 43-48, 2007.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 3ed. Porto Alegre: Artmed, 2004.

UEXKÜLL H.R. VON.; MUTERT E. Global extent, development and economic impact of acid soils. **Plant Soil**, v. 171, p. 1–15, 1995.

USUDA, H.; SHIMOGAWARA, K. Phosphate deficiency in maize. II. Enzyme activities. **Plant and Cell Physiology**, Kyoto, v. 32, n. 8, p. 1313-1317, 1991.

USUDA, H.; SHIMOGAWARA, K. Phosphate deficiency in maize. III. Changes in enzyme activities during the course of phosphate deprivation. **Plant Physiology**, Rockville, v. 99, n. 4, p. 1680-1685, 1992.

VANCE, C. P.; UHDE-STONE, C.; ALLAN, D. Phosphorus acquisition and use: critical adaptations by plants securing a nonrenewable resource. **New Phytologist**, Oxford, v. 157, n. 3, p. 423-457, 2003.

VENEKLAAS, E. J. et. al. Opportunities for improving phosphorus-use efficiency in crop plants. **New Phytologist**, Oxford, v. 195, p. 306–320, 2012.

VICTORIO, R. G.; MORENO, U.; BLACK, C. C. Growth, Partitioning, and Harvest Index of Tuber-Bearing Solanum Genotypes Grown in Two Contrasting Peruvian Environments. **Plant Physiology**, v. 82, p. 103-108, 1986.

VINCENT, A. et. al. Pipefishes and seahorses: are they all sex role reversed? **Trends in Ecology & Evolution**, v. 7, p. 237–241, 1992.

VOS, J. The nitrogen response of potato (*Solanum tuberosum* L.) in the field: nitrogen uptake and yield, harvest index and nitrogen concentration. **Potato Research**, v. 40, p. 237-248, 1997.

WHITE, P. J.; HAMMOND, J. P. The **ecophysiology of plant–phosphorus interactions**. Dordrecht, the Netherlands: Springer, mar. 2008.

WISSUWA M. How do plants achieve tolerance to phosphorus deficiency: small causes with big effects. **Plant Physiology**, v. 133, p. 1947–1958, 2003.

YONEYAMA, T. et al. Expression and characterization of a recombinant unique acid phosphatase from kidney bean hypocotyl exhibiting chloroperoxidase activity in the yeast *Pichia pastoris*. **Protein Expression and Purification**, Wisconsin, v. 53, n. 1, p. 31–39, may, 2007.

YUSUF M. A. et.al. Overexpression of  $\gamma$ -tocopherol methyl transferase gene in transgenic *Brassica juncea* plants alleviates abiotic stress: Physiological and chlorophyll a fluorescence measurements. **Biochimica et Biophysica Acta**, v. 1797, p. 1428–38, 2010.

ZANELA, F. **Crescimento, trocas gasosas e atividade do sistema gs/gogat em alfafa nodulada sob tratamento com fósforo**. 2001, 75 f. Tese (Doutorado em Fisiologia Vegetal- “Magister Scientiae”). Viçosa, MG. Universidade Federal de Viçosa, 2001.

ZIMMERMANN, P. et. al. Differential Expression of Three Purple Acid Phosphatases from Potato. **Plant Biology**, v. 6, p. 519–528, 2004.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS – INTRODUÇÃO GERAL

Al, P. H. et.al. Two rice phosphate transporters, OsPht1;2 and OsPht1;6, have different functions and kinetic properties in uptake and translocation. **Plant Journal**, v. 57, p. 798–809, 2009.

ARAÚJO, A. P. Eficiência vegetal de absorção e utilização de fósforo, com especial referência ao feijoeiro. In: NOVAIS, R. F. et al. (Eds). **Tópicos em ciência do solo**. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, v. 1, p. 163-212. 2000.

ASCENCIO, J. Acid phosphatase as a diagnostic tool. **Communications in Soil Science and Plant Analyses**, v. 25, p. 1553-1564, 1994.

BAKER, N. R.; ROSENQVST, E. Applications of chlorophyll fluorescence can improve crop production strategies: an examination of future possibilities. **Journal of Experimental Botany**, v. 55, n. 403, p. 1607-1621, 2004.

BISSANI, C. A. et al. **Fertilidade dos solos e manejo da adubação de culturas**. Porto Alegre: Editora Metrópole, 2008. 344 p.

BOWYER, J. B.; LEEGOOD, R. C. Photosynthesis. In: DEY, P. M.; HARBORNE, J. B.; (eds) **Plant Biochemistry**. San Diego: Academic Press, pp. 49–110, 1997.

BREGAGNOLI, M. et al. Acúmulo de nutrientes pela cultura da batata cv. Atlantic sob quatro níveis de adubação. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 22, n. 2, jul. 2004.

CRAFTS-BRANDNER, S. J. Phosphorus nutrition influence on starch and sucrose accumulation, and activities of ADP-glucose pyrophosphorylase and sucrose-phosphate synthase during the grain filling period in soybean. **Plant Physiology**, Rockville, v. 98, n. 3, p. 1133-1138, 1992.

DUFF, S. M. G., et al. The role of acid phosphatase in plant phosphorus metabolism. **Physiologia Plantarum**, n. 90, p. 791-800, 1994.

EKELÖF, J. Potato yield and tuber set as affected by phosphorus fertilization. **Master project in the Horticultural Science Programme**, v. 2, 2007, 20 p.

EMBRAPA. **Sistema brasileiro de classificação de solos**. Brasília: Embrapa Produções de Informações, 1999. 412 p.

FAGERIA, N.D.; BALIGAR, V.C. Screening crop genotypes for mineral stresses. In: INTSORMIL. Publication n. 94-2. **Proceedings of the workshop on adaptation of plants to soil stresses**. Lincoln: University of Nebraska, 1993.

FAO. FAOSTAT, 2013. Disponível em: <<http://faostat.fao.org/faostat>>. Acesso em: 12 fev., 2013.

FLÜGGE, U. I.; HÄUSLER, R. E.; LUDEWIG, F.; FISCHER, K. Functional genomics of phosphate antiport systems of plastids. **Physiologia Plantarum**, v. 118, p. 475-482, 2003.

FORTES, G. R. L.; PEREIRA, J. E. S. **O cultivo da batata na região sul do Brasil**. EMBRAPA, Brasília, 1. ed. 2003. 567 p.

FOYER, C., SPENCER, C. The relationship between phosphate status and photosynthesis in leaves. Effects on intracellular orthophosphate distribution, photosynthesis and assimilate partitioning. **Planta**, v. 167, p. 369-375, 1986.

FREIRE, C. J. S. Correção e adubação do solo. In: PEREIRA, A. S.; DANIELS, J. (Coord.). **O Cultivo da batata na região sul do Brasil**. 1. ed. Brasília: Embrapa Clima Temperado, 2003. p. 159-176.

GERLOFF, G. C. Plant efficiencies in the use of nitrogen phosphorus and potassium. In: WHIGHT, M.J. (Ed.). **Proceedings of workshop on plant adaptation to mineral stress in problem soils**, Beltsville: Maryland, p. 161-173, 1976.

GRANT, C. A. A importância do fósforo no desenvolvimento inicial da planta. **Informações Agronômicas**, n. 95, 2001. 16 p.

HALVIN, J. et. al. Soil Fertility and Fertilizers. **Pearson Education**, Inc., Upper Saddle River, New Jersey, 2005.

HENDRY, G. A. F.; PRICE, A. H. Stress indications: chlorophylls and carotenoids. In: HENDRY, G.A.F. & GRIME, J.P. (Eds.). **Methods in comparative plant ecology. A laboratory manual**. London: Chapman e Hall, 1993, p. 148-152.

IBGE. Estatística. 2008. Disponível em: <[http://www.ibge.gov.br/servidor\\_arquivos\\_est/](http://www.ibge.gov.br/servidor_arquivos_est/)>. Acesso em: 15 dez. 2008.

IBGE. Estatística. 2013. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/agric/default.asp?z=t&o=11&i=P>>. Acesso em: 31 jan. 2013.

KONDRACKA, A.; RYCHTER, A.M. The role of Pi recycling processes during photosynthesis in phosphate-deficient bean plants. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 48, n. 312, p. 1461-1468, 1997.

KRAUSE, G.H.; WEIS, E. Chlorophyll fluorescence and photosynthesis: The basics. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v.42, p. 313-349, 1991.

LAWLOR, D. W.; CORNIC, G. Photosynthetic carbon and associated metabolism in relation to water deficits in higher plants. **Plant, Cell and Environment**, v. 25, p. 275-294, 2002.

LYNCH, J. P. Topsoil foraging – an architectural adaptation of plants to low phosphorus availability, **Plant Soil**, v. 237, p. 225-237, 2001.

MARSCHNER, H. **Mineral nutrition of higher plants**. 4 ed. San Diego: Academic Press, 2002. 889 p.

PEREIRA, A. S. Melhoramento genético. In: PEREIRA, A. S.; DANIELS, J. (Coord.). **O Cultivo da batata na região sul do Brasil**. 1. ed. Brasília: Embrapa Clima Temperado, 2003. p. 105-124.

POTTERS, G. et. al. Stress-induced morphogenic responses: growing out of trouble? **Trends Plant Science**, v. 12, p. 98-105, 2007.

PREZOTTI, L. C. et al. **Nutrição mineral da batata**. Vitória: EMCAPA, 1986. 44 p.

RAGHOTHAMA, K.G. Phosphate acquisition. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v. 50, p. 665-693, 1999.

SANTOS, M. G. dos. et. al. The role of inorganic phosphate on photosynthesis recovery of common bean after a mild water deficit. **Plant Science**, v. 170, p. 659-664, 2006.

SHUBHRA; DAYAL, J.; GOSWAMI, C. L.; MUNJAL, R. Influence of phosphorus application on water relations, biochemical parameters and gum content in cluster bean under water deficit. **Biologia Plantarum**, v. 48, p. 445-448, 2004.

SIDDIQI, M. Y.; GLASS, A. D. M. Utilization index: a modified approach to the estimation and comparison of nutrient utilization efficiency in plants. **Journal of Plant Nutrition**, v. 4, n. 3, p. 289-302, 1981.

SOUZA, Z. S.; SILVA, A. C. F.; BEPPLER NETO, R. **Cadeias produtivas do estado de Santa Catarina**. Florianópolis: Epagri, 1999. 84 p. (Epagri. Boletim Técnico, 104).

VALE, F. Nutrição adequada produtividade com lucro. **Batata Show**, Itapetininga, v. 3, n. 6, mar. 2003.

VANCE, C. P. Symbiotic nitrogen fixation and phosphorus acquisition: plant nutrition in a world of declining renewable resources. **Plant Physiology**, Minneapolis, v. 127, n. 2, p. 390-397, Oct. 2001.

ZANANDREA, I. Efeito da salinidade sob parâmetros de fluorescência em *Phaseolus vulgaris*. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v. 12, n. 2, p. 157-161, abr-jun, 2006.

**Apêndice A – Concentrações dos componentes na solução nutritiva utilizada no cultivo em sistema hidropônico em areia dos quatro genótipos de batata.**

		<b>Teores de P</b>	<b>Baixo</b>	<b>Alto</b>
		<b>Solução Nutritiva</b>		
<b>Fontes (g L<sup>-1</sup>)</b>		KNO <sub>3</sub>	0,505	0,505
		Ca (NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub>	0,724	0,724
		KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	0,01	0,102
		KCl	0,106	0,0559
		MgSO <sub>4</sub> ·7H <sub>2</sub> O	0,308	0,308
		Fe-EDTA	0,02	0,02
		Solução de micronutrientes	0,1	0,1
<b>Fertilizantes para Solução de micronutrientes (g L<sup>-1</sup>)</b>		Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub>	0,7	0,7
		H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub>	15	15
		CuSO <sub>4</sub>	2,5	2,5
		MnSO <sub>4</sub>	20	20
		ZnSO <sub>4</sub>	10	10

\* Baixo P 2,23 mg P L<sup>-1</sup>, alto P: 23,23 mg P L<sup>-1</sup>.