

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA MARIA**  
**CENTRO DE CIÊNCIAS RURAIS**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA DO SOLO**

**Rogério Piccin**

**FORMAS DE FÓSFORO NO TECIDO DE VIDEIRAS: ACÚMULO,  
REDISTRIBUIÇÃO E RELAÇÃO COM PARÂMETROS  
PRODUTIVOS E COMPOSIÇÃO DA UVA**

**Santa Maria, RS**

**2016**

**Rogério Piccin**

**FORMAS DE FÓSFORO NO TECIDO DE VIDEIRAS: ACÚMULO,  
REDISTRIBUIÇÃO E RELAÇÃO COM PARÂMETROS  
PRODUTIVOS E COMPOSIÇÃO DA UVA**

Dissertação apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Ciência do Solo, da Universidade Federal de Santa Maria (UFSM, RS), como requisito parcial para obtenção do título de **Mestre em Ciência do Solo**.

Orientador: Prof. Dr. Gustavo Brunetto

Santa Maria, RS

2016

Ficha catalográfica elaborada através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Central da UFSM, com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

Piccin, Rogério

Formas de fósforo no tecido de videiras: acúmulo, redistribuição e relação com parâmetros produtivos e composição da uva / Rogério Piccin.- 2016.

85 p.; 30 cm

Orientador: Gustavo Brunetto

Coorientador: Luciano Colpo Gatiboni

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa Maria, Centro de Ciências Rurais, Programa de Pós-Graduação em Ciência do Solo, RS, 2016

1. Adubação fosfatada 2. Fracionamento químico de P no tecido 3. Produção de uva 4. Parâmetros Enológicos I. Brunetto, Gustavo II. Gatiboni, Luciano Colpo III. Título.

---

© 2016

Todos os direitos autorais reservados a Rogério Piccin. A reprodução de partes ou do todo deste trabalho só poderá ser feita mediante a citação da fonte.

Endereço: Rua Doutor Prado Veppo, n. 75, Bairro Camobi, Santa Maria, RS.

CEP: 97110-795

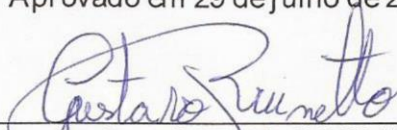
Fone (0xx)55 9926-9507; E-mail: piccinagro@gmail.com

Rogério Piccin

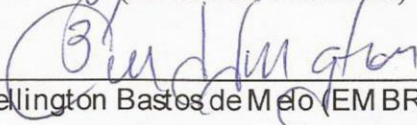
FORMAS DE FÓSFORO NO TECIDO DE VIDEIRAS: ACÚMULO,  
REDISTRIBUIÇÃO E RELAÇÃO COM PARÂMETROS PRODUTIVOS E  
COMPOSIÇÃO DA UVA

Dissertação apresentada ao Curso de Pós-  
Graduação em Ciência do Solo, da  
Universidade Federal de Santa Maria  
(UFSM, RS), como requisito parcial para  
obtenção do título de Mestre em Ciência do  
Solo.

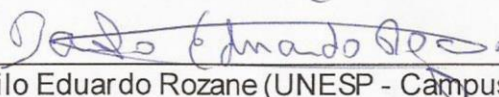
Aprovado em 29 de julho de 2016



Gustavo Brunetto (UFSM)  
(Presidente/Orientador)



George Wellington Bastos de Melo (EMBRAPA Uva e Vinho)



Danilo Eduardo Rozane (UNESP - Campus Registro)

Santa Maria, RS  
2016

## DEDICATÓRIA

*Dedico este trabalho à minha família, em especial aos meus pais Clóvis e Rosane Piccin, por todo amor e carinho, pelos ensinamentos que formaram os pilares da minha história e pelos esforços dispendidos para proporcionar uma boa educação aos seus filhos.*

## AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente à Deus, por iluminar o meu caminho e conceder-me perseverança e força nos momentos difíceis.

À Universidade Federal de Santa Maria (UFSM), Departamento de Solos e, em especial, ao Programa de Pós Graduação em Ciência do Solo (PPGCS) pelo acesso ao conhecimento e pela oportunidade de realização deste trabalho.

Às instituições de fomento à pesquisa, CNPq, CAPES, Fapergs e FINEP pelo auxílio financeiro e a concessão de bolsas de estudos aos alunos de graduação e pós-graduação.

Ao Prof. Gustavo Brunetto, pela amizade, apoio, orientação, aprendizado e confiança depositada em mim ao longo dos anos de parceria e trabalho, iniciados na graduação e reforçados durante o Mestrado.

Ao Prof. Luciano Colpo Gatiboni da UDESC, pela co-orientação, contribuições e confiança depositada em mim durante o Mestrado.

A todos os Prof. do PPGCS pela amizade, ensinamentos e convívio.

A Carine Comarella e à Prof. Claudia Sautter do NIDAL pelo auxílio nas análises.

À empresa Almadén em Santana do Livramento (RS) e seus colaboradores, em especial, Fabricio Domingues e Vinicius Dutra, pela cedência da área experimental e auxílio na condução dos experimentos.

Ao Prof. João Kaminski pelas horas de conversa, amizade, contribuições e dicas durante o Mestrado.

Ao servidor Alex Fabiano Giuliani pela amizade, apoio e ajuda.

Aos alunos de iniciação científica: Roque Junior Bellinaso, Carina Marchezan, Luiza Michelin Somavilla, Adriele Tassinari, Rodrigo Hammerschmitt, Daniela Facco, Luana Paula Garlet, Rodrigo Schneider, Matheus Kulmann, Mylena Anchieta e Renan Vidal pela amizade, ajuda e empenho na realização das atividades.

Aos funcionários do Departamento de Solos, do PPGCS e aos colegas da pós-graduação e do Laboratório de Química e Fertilidade do Solo da UFSM, pelo convívio, amizade, momentos de descontração e apoio para a execução deste trabalho.

À minha família, em especial aos meus pais, Clóvis e Rosane, minhas irmãs,

Catiele e Gabriele, pela educação, incentivo, amizade, apoio e compreensão e, finalmente, por todas as oportunidades, principalmente as de estudo e formação.

À todos que não foram mencionados, mas que de alguma forma contribuíram para a realização deste trabalho.

## RESUMO

### **FORMAS DE FÓSFORO NO TECIDO DE VIDEIRAS: ACÚMULO, REDISTRIBUIÇÃO E RELAÇÃO COM PARÂMETROS PRODUTIVOS E COMPOSIÇÃO DA UVA**

AUTOR: ROGÉRIO PICCIN

ORIENTADOR: GUSTAVO BRUNETTO

Na adubação de produção de videiras a necessidade e a dose de fósforo (P) é estabelecida com base no teor de P total em folhas coletadas na mudança da cor das bagas e na expectativa de produtividade. O P absorvido pode ser acumulado em órgãos da planta em formas orgânicas como o P orgânico metabolicamente ativo no citoplasma ( $P_{SO}$ ), fosfolípidios ( $P_{LIP}$ ), P associado ao RNA e DNA ( $P_{RNA}$  e  $P_{DNA}$ ), fosfoproteínas ( $P_{RES}$ ) e P inorgânico ( $P_{SI}$ ). Porém, em videiras adultas em produção não é suficientemente conhecido se o incremento do teor de P disponível no solo pode alterar a distribuição de formas de P em órgãos anuais e perenes ao longo de estágios fenológicos, assim como se as formas de P em folhas, coletadas em diferentes estágios fenológicos, podem ter relação com parâmetros produtivos e enológicos do mosto. O presente trabalho objetivou quantificar o acúmulo e a redistribuição de formas de P em videiras em produção ao longo do seu ciclo e avaliar se as formas de P em folhas possuem relação com parâmetros produtivos e composição do mosto. Foram conduzidos dois estudos. O Estudo 1 foi realizado para estimar a distribuição e redistribuição de formas de P em videiras cultivadas em solos com diferentes teores de P disponível. Os tratamentos foram vinhedo 1 (V1) com 11,8 mg P kg<sup>-1</sup> disponível no solo e vinhedo 2 (V2) com 34,6 mg P kg<sup>-1</sup>. As videiras foram arrancadas e particionadas em raízes, caules, braços, esporões, ramos do ano, folhas e cachos, no florescimento (FL), início da maturação (IM), colheita (CO) e repouso vegetativo (RV). Os órgãos foram submetidos ao fracionamento químico de P, que estima as formas:  $P_{SI}$ ,  $P_{SO}$ ,  $P_{LIP}$ ,  $P_{RNA}$ ,  $P_{DNA}$  e  $P_{RES}$ . O Estudo 2 foi realizado para avaliar se formas de P em folhas coletadas no FL e IM possuem relação com parâmetros produtivos e enológicos em videiras cultivadas em solos com teores de P disponível. Esse foi composto por dois experimentos. O experimento 1 foi realizado em dois vinhedos (V1 e V2) da cultivar Tannat. O solo do V1 continha 11,8 mg P kg<sup>-1</sup> e solo do V2 possuía 34,6 mg P kg<sup>-1</sup>. O experimento 2 foi realizado em dois vinhedos (V1 e V2) da cultivar Cabernet Franc. O solo do V1 continha 16,0 mg P kg<sup>-1</sup> e V2 possuía 37,0 mg P kg<sup>-1</sup>. No FL e IM foram coletadas folhas completas e submetidas ao fracionamento de P no tecido. Na colheita foi determinada a produtividade (PT), contado o número de bagas (NB) e determinado o peso de 100 bagas (PB). Parte das bagas foram amassadas manualmente e no mosto foi analisado os sólidos solúveis totais (SST), pH, acidez total titulável (AT), polifenóis totais (PF) e antocianinas totais (AC). Os resultados obtidos no Estudo 1 mostram que em videiras o P é acumulado preferencialmente na forma  $P_{SI}$  nas folhas e cachos no FL, IM e CO, e nas raízes na forma  $P_{SO}$ , no RV. Parte do  $P_{SI}$  das raízes é redistribuído no FL para as folhas e cachos em videiras cultivadas em solo com baixa disponibilidade de P, mas, por outro lado, videiras cultivadas em solo com alta disponibilidade de P tendem a redistribuir menos  $P_{SI}$  das raízes para as folhas e cachos após o FL. No estudo 2, verificamos que videiras cultivadas em solo com alto teor de P disponível no solo



possuem maior produtividade de uvas, e videiras Tannat possuem maiores teores de polifenóis totais e antocianinas. O teor de P total em folhas e suas formas bioquímicas em folhas coletadas no FL e no IM não possuem relação com parâmetros produtivos. Mas, o teor de P<sub>TOTAL</sub> em folhas no florescimento e início da maturação possui relação com o teor de AC no mosto em videiras Tannat.

**Palavras-chave:** Adubação Fosfatada. Fracionamento Químico de P no Tecido.

Produção de uva. Parâmetros Enológicos. *Vitis vinifera* L.

## ABSTRACT

### PHOSPHORUS FRACTIONS IN THE GRAPEVINES TISSUE: ACCUMULATION, REDISTRIBUTION AND RELATIONSHIP WITH PARAMETERS PRODUCTIVE AND COMPOSITION GRAPE

AUTHOR: ROGÉRIO PICCIN  
ADVISER: GUSTAVO BRUNETTO

In grapevine production, requirement and phosphorus (P) doses are established on the basis total P content in leaves collected, change in color of fruit and productivity. Phosphorus absorbed, can be accumulated in plant organs in organic forms as metabolically active organic P in the cytoplasm ( $P_{SO}$ ), phospholipids ( $P_{LIP}$ ), P associated with RNA and DNA ( $P_{RNA}$  and  $P_{DNA}$ ), phosphoprotein ( $P_{RES}$ ) and inorganic P ( $P_{SI}$ ). However, in adult grapevine, production is not known satisfactorily that increase in available P content in soil can enhance P in leaves and other annual and perennial parts of plant collected at different growth stages. The study was aimed to quantify the accumulation and redistribution of P forms in grapevine throughout its production cycle and evaluate the forms of P in leaves related to production parameters and grape composition. Two experiments were performed in vineyard 1 (V1) and vineyard 2 (V2) containing 11,8 and 34,6 mg P kg<sup>-1</sup> of soil respectively with two cultivars of grapevine Tannat and Cabernet Franc. The plants were uprooted and separated into roots, stems, branches, groins, shoots, and leaves and flowering (F), early maturation (EM), harvest (H) and dormant (D) and each plant part was analyzed for P fractions ( $P_{SI}$ ,  $P_{SO}$ ,  $P_{LIP}$ ,  $P_{RNA}$ ,  $P_{DNA}$  and  $P_{RES}$ ). Study 2 consisting of two experiments was conducted vineyard 1 (V1) and vineyard (V2) with 16,0 and 37,0 mg P kg<sup>-1</sup> of soil to evaluate whether P forms in leaves collected in the F and EM are related to productive and enological parameters in vines grown on soils with values of available P in both cultivars Tannat and Cabernet Franc. At harvest, production parameters, number of fruits (FN) and 100 fruits weight (FW) were measured. Part of the grapes were crushed by hand and must was analyzed the total soluble solids (TSS), pH, titratable acidity (TA), total polyphenols (PF) and anthocyanins (AC). Results from study 1 show that grapevines P is preferentially accumulated in the form  $P_{SI}$  in the leaves and bunches at F, EM and H and roots in  $P_{SO}$  way in D. Part  $P_{SI}$  roots is redistributed on the FL to the leaves and grapes vines grown in soil with low P availability, but on the other hand, grapevines grown in soil with high availability of P tend to redistribute least  $P_{SI}$  from roots to leaves and bunches after F. In study 2, we found that grapevines grown in soil with high P content available soil have higher PT Tannat grapevines and higher levels of total polyphenols and anthocyanins. The total P content in leaves and their biochemical forms in leaves collected in the F and M have no relation to production parameters. But total P content in leaves at flowering and early maturation has relationship with the AC content in the Tannat grapevines.

**Key word:** Phosphate Fertilizer. Chemical Fractionation of P in Tissue. Grape

Production. Enological Parameters. *Vitis vinifera* L.

## LISTA DE GRÁFICOS

- Figura 5.1 - Distribuição de formas de P em órgãos de videiras do vinhedo 1 (V1), cultivadas em solo com baixo teor de P disponível e coletadas no florescimento (FL), início da maturação (IM), colheita (CO) e repouso vegetativo (RV). ( $P_{SI}$  = P solúvel inorgânico;  $P_{SO}$  = P solúvel orgânico;  $P_{LIP}$  = P lipídico;  $P_{RNA}$  = P associado ao RNA;  $P_{DNA}$  = P associado ao DNA;  $P_{RES}$  = P residual; a = Raízes; b = Caules; c = Ramos de mais de um ano; d = esporões; e = Ramos do ano; f = Folhas; g = Cachos). As barras verticais indicam o erro padrão da média de seis repetições. .... 47
- Figura 5.2 - Distribuição de formas de P em órgãos de videiras do vinhedo 2 (V2), cultivadas em solo com alto teor de P disponível e coletadas no florescimento (FL), início da maturação (IM), colheita (CO) e repouso vegetativo (RV). ( $P_{SI}$  = P solúvel inorgânico;  $P_{SO}$  = P solúvel orgânico;  $P_{LIP}$  = P lipídico;  $P_{RNA}$  = P associado ao RNA;  $P_{DNA}$  = P associado ao DNA;  $P_{RES}$  = P residual; a = Raízes; b = Caules; c = Ramos de mais de um ano; d = esporões; e = Ramos do ano; f = Folhas; g = Cachos). As barras verticais indicam o erro padrão da média de seis repetições. .... 48
- Figura 5.3 - Redistribuição da concentração de P inorgânico ( $P_{SI}$ ) e orgânico ( $P_{SO}$ ) em órgãos de videiras do vinhedo 1 (V1) e vinhedo 2 (V2), coletadas em quatro estágios fenológicos, florescimento (FL), início da maturação (IM), colheita (CO) e repouso vegetativo (RE). Valores ao lado de cada barra vertical são em percentagem..... 49
- Figura 6.1 - Projeção dos componentes principais dos teores de P disponível no solo ((a) Vinhedo 1 - V1 - alto teor de P disponível e Vinhedo - V2 - baixo teor de P disponível) para as formas de P em folhas no Experimento 1 (a) e Experimento 2 (b) no Florescimento (FL) e dos parâmetros produtivos e enológicos. P solúvel inorgânico ( $P_{SI}$ ), P solúvel orgânico ( $P_{SO}$ ), P lipídico ( $P_{LIP}$ ), P associado ao RNA ( $P_{RNA}$ ), P associado ao DNA ( $P_{DNA}$ ), P residual ( $P_{RES}$ ), P total ( $P_{TOTAL}$ ), número de bagas por cacho (NB), peso de 100 bagas (PB), produtividade (PT), pH, sólidos solúveis totais (SST), acidez total titulável (AT), polifenóis (PF) e antocianinas (AC). .... 69
- Figura 6.2 - Projeção dos componentes principais dos teores de P disponível no solo (Vinhedo 1 - V1- alto teor de P disponível e Vinhedo - V2 – baixo teor de P disponível) para as formas de P em folhas no Experimento 1 (a) e Experimento 2 (b) no início da maturação (IM), parâmetros produtivos e enológicos. P solúvel inorgânico ( $P_{SI}$ ), P solúvel orgânico ( $P_{SO}$ ), P lipídico ( $P_{LIP}$ ), P associado ao RNA ( $P_{RNA}$ ), P associado ao DNA ( $P_{DNA}$ ), P residual ( $P_{RES}$ ), P total ( $P_{TOTAL}$ ), número de bagas por cacho (NB), peso de 100 bagas (PB), produtividade (PT), pH, sólidos solúveis totais (SST), acidez total titulável (AT), Polifenóis (PF) e Antocianinas (AC). .... 70
- Figura 6.3 - Projeção dos componentes principais do Experimento 1 (Vinhedo 1 - V1- baixo teor de P disponível e (b) Vinhedo - V2 – alto teor de P disponível) para as formas de P em folhas coletadas no florescimento (FL) e início da maturação (IM), parâmetros produtivos e enológicos. P solúvel inorgânico

(P<sub>SI</sub>), P solúvel orgânico (P<sub>SO</sub>), P lipídico (P<sub>LIP</sub>), P associado ao RNA (P<sub>RNA</sub>), P associado ao DNA (P<sub>DNA</sub>), P residual (P<sub>RES</sub>), P total (P<sub>TOTAL</sub>), número de bagas por cacho (NB), peso de 100 bagas (PB), produtividade (PT), pH, sólidos solúveis totais (SST), acidez total titulável (AT), polifenóis totais (PF) e antocianinas (AC). ..... 71

Figura 6.4 Projeção dos componentes principais do Experimento 2 ((a) Vinhedo 1 - V1 - alto teor de P disponível e (b) Vinhedo - V2 – baixo teor de P disponível) para as formas de P em folhas coletadas no Florescimento (FL) e início da maturação (IM), parâmetros produtivos e enológicos. P solúvel inorgânico (P<sub>SI</sub>), P solúvel orgânico (P<sub>SO</sub>), P lipídico (P<sub>LIP</sub>), P associado ao RNA (P<sub>RNA</sub>), P associado ao DNA (P<sub>DNA</sub>), P residual (P<sub>RES</sub>), P total (P<sub>TOTAL</sub>), número de bagas por cacho (NB), peso de 100 bagas (PB), produtividade (PT), pH, sólidos solúveis totais (SST), acidez total titulável (AT), polifenóis totais (PF) e antocianinas (AC). ..... 72

## LISTA DE TABELAS

- Tabela 5.1 - Atributos químicos e físicos, na camada de 0-0,20 m, do solo Argissolo Vermelho distrófico típico do vinhedo 1 (V1) e vinhedo 2 (V2)..... 42
- Tabela 5.2 - Médias mensais de precipitação, temperatura do ar e umidade relativa do ar, durante os meses de condução do experimento. .... 43
- Tabela 5.3 - Formas de P em órgãos de videiras do vinhedo 1 (V1), cultivadas em solo com baixo teor de P disponível e coletadas no florescimento (FL), início da maturação (IM), colheita (CO) e repouso vegetativo (RV). .... 44
- Tabela 5.4 - Formas de P em órgãos de videiras do vinhedo 2 (V2), cultivadas em solo com alto teor de P disponível e coletadas no florescimento (FL), início da maturação (IM), colheita (CO) e repouso vegetativo (RV) ..... 45
- Tabela 5.5 - Contrastes ortogonais das formas de P em órgãos de videiras do vinhedo 1 (V1) e vinhedo 2 (V2), respectivamente, cultivadas em solo com baixo e alto teor de P disponível no solo e coletadas no florescimento (FL), início da maturação (IM), colheita (CO) e repouso vegetativo (RV) ..... 45
- Tabela 5.6 - Matéria seca de órgãos de videiras dos vinhedos V1 e V2, coletadas em quatro estágios fenológicos, florescimento (FL), início da maturação (IM), colheita (CO) e repouso vegetativo (RV). .... 49
- Tabela 6.1. Atributos químicos e físicos, na camada de 0-0,20 m, do solo Argissolo Vermelho distrófico típico, dos vinhedos dos dois experimentos..... 65
- Tabela 6.2. Médias mensais de precipitação (mm), temperatura do ar (°C) e umidade relativa do ar (% UR) durante a realização dos experimentos ..... 66
- Tabela 6.3. Número de bagas (NB) por cacho, peso de 100 bagas (PB), produtividade (PT) e valores no mosto de sólidos solúveis totais (SST), acidez total titulável (AT), polifenóis totais (PF), antocianinas (AC) e P no mosto (PM), em videiras do experimento 1 e experimento 2 ..... 67
- Tabela 6.4. Formas de P em folhas completas de videiras do V1 e V2 do experimento 1 e V1 e V2 do experimento 2, cultivadas em diferentes teores de P disponível no solo no florescimento (FL) e início da maturação (IM)..... 68

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO GERAL .....</b>	<b>17</b>
<b>2 REVISÃO DE LITERATURA .....</b>	<b>20</b>
2.1 A VITIVINICULTURA NO BRASIL E RIO GRANDE DO SUL .....	20
2.2 ADUBAÇÃO FOSFATADA EM VINHEDOS .....	21
2.3 ABSORÇÃO E TRANSPORTE DE P EM VIDEIRAS .....	22
2.4 ACÚMULO E REDISTRIBUIÇÃO DE FORMAS DE P EM VIDEIRAS .....	23
2.5 RELAÇÃO DO P TOTAL E SUAS FORMAS EM FOLHAS COM PARÂMETROS PRODUTIVOS E DE COMPOSIÇÃO DA UVA.....	26
<b>3 HIPÓTESES.....</b>	<b>28</b>
<b>4 OBJETIVOS.....</b>	<b>28</b>
4.1 OBJETIVO GERAL .....	28
4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....	28
<b>5 ARTIGO 1: DISTRIBUIÇÃO E REDISTRIBUIÇÃO DE FORMAS DE FÓSFORO EM VIDEIRAS EM PRODUÇÃO CULTIVADAS EM SOLOS COM DIFERENTES TEORES DE FÓSFORO DISPONÍVEL .....</b>	<b>29</b>
5.1 INTRODUÇÃO .....	30
5.2 MATERIAL E MÉTODOS.....	32
5.2.1. Caracterização da área experimental.....	32
5.2.2 Tratamentos.....	32
5.2.3 Coleta das videiras e fracionamento em órgãos .....	33
5.2.4 Fracionamento químico de P em órgãos das videiras .....	33
5.2.5 Análises estatísticas .....	35
5.3 RESULTADOS.....	36
5.3.1. Distribuição de frações de P em órgãos de videiras cultivadas com solo com baixo teor de P disponível em diferentes estágios fenológicos .....	36
5.3.2. Distribuição de frações de P em órgãos de videiras cultivadas com solo com alto teor de P disponível em diferentes estágios fenológicos .....	37
5.3.3. Influência do teor de P disponível no solo na distribuição das formas de P nos órgãos de videiras ao longo dos estágios fenológicos .....	38
5.3.4. Redistribuição de $P_{SI}$ e $P_{SO}$ entre os órgãos de videiras ao longo dos estágios fenológicos .....	38
5.4 DISCUSSÃO .....	39
5.5 CONCLUSÃO .....	41
<b>6. FORMAS DE FÓSFORO EM FOLHAS E SUAS RELAÇÕES COM</b>	

<b>PARÂMETROS PRODUTIVOS E ENOLÓGICOS EM VIDEIRAS CULTIVADAS EM SOLOS COM TEORES DE FÓSFORO DISPONÍVEL.....</b>	<b>51</b>
6.1. INTRODUÇÃO .....	53
6.2. MATERIAL E MÉTODOS.....	54
6.2.1. Caracterização da área experimental.....	54
6.2.2. Tratamentos.....	55
6.2.3. Coleta de folhas .....	56
6.2.4. Fracionamento químico de P em folhas.....	56
6.2.5. Produtividade e composição da uva.....	58
6.2.6. Análises estatísticas .....	58
6.3. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	59
6.3.1 Parâmetros produtivos e enológicos .....	59
6.3.2 Distribuição de formas de P em folhas completas de videiras .....	60
6.3.3 Relação entre as formas de P em folhas, parâmetros produtivos e enológicos .....	61
6.4. CONCLUSÃO .....	64
<b>7. DISCUSSÃO GERAL .....</b>	<b>73</b>
<b>8. CONSIDERAÇÕES FINAIS .....</b>	<b>77</b>
<b>9. REFÊRENCIAS .....</b>	<b>78</b>



# 1 INTRODUÇÃO GERAL

A viticultura no Brasil situa-se entre o paralelo 30°S, no estado do Rio Grande do Sul (RS) e o paralelo 9°S na região Nordeste. O cultivo da videira se concentra nas regiões Sul e Sudeste, com destaque para o estado do RS, São Paulo (SP) e Santa Catarina (SC). O RS possui, aproximadamente, 50.743 mil hectares cultivados com videiras, sendo a região da Serra Gaúcha a principal região vitícola do Brasil, com aproximadamente 40 mil ha<sup>-1</sup> de videiras, produzindo mais de 876 mil toneladas de uva (MELLO, 2016). A partir da década de 70, campos naturais do Bioma Pampa da Campanha Gaúcha do RS foram incorporados ao sistema de produção de uvas. As principais cultivares plantadas foram a Cabernet Sauvignon, Cabernet Franc, Tannat, Chardonnay e Merlot (MELLO, 2010).

Os solos dos vinhedos na Campanha Gaúcha do RS, em geral são Argissolos, arenosos, ácidos, possuem baixo teor de matéria orgânica e disponibilidade de nutrientes, entre eles, o fósforo (P) (SCHMITT et al., 2014). Antes da instalação dos vinhedos, quando diagnosticada a necessidade da aplicação de P na adubação de pré-plantio, com base no seu teor disponível no solo e no teor de argila (CQFS-RS/SC, 2004), a dose de P, na forma de fertilizantes minerais ou orgânicos é aplicada sobre a superfície do solo e, em seguida, os fertilizantes são incorporados até a camada de 0-0,20 m. Com isso, a expectativa é que o teor de P disponível no solo seja elevado até ou próximo ao teor crítico. Ao longo do crescimento das videiras os fertilizantes fosfatados não são adicionados. Mas, durante a produção de uva, a estimativa da necessidade e dose de P na adubação de manutenção é estabelecida pelo teor total de P nas folhas ou pecíolo e na expectativa de produtividade (CQFS-RS/SC, 2004). Nesta situação, os fertilizantes fosfatados são aplicados sobre a superfície do solo, sem incorporação para repor ao solo a quantidade de P exportada pela uva, com a pretensão de manutenção do teor crítico de P no solo (CQFS-RS/SC, 2004; BRUNETTO et al., 2011). Porém, nem sempre a dose de P aplicada eleva o P no solo até o teor crítico, porque as doses aplicadas em sistemas de recomendação representam uma média para uma grande diversidade de tipos de solos e condições de manejo.

O P no solo se aproxima das raízes das videiras principalmente por difusão. Normalmente a concentração de P na solução do solo é menor que no interior das células das raízes e, por isso, o P é absorvido contra um gradiente de concentração, através de um processo de co-transporte utilizando H<sup>+</sup>, pela despolarização da membrana plasmática e acidificação do citosol, provocado pela absorção de P; após ocorre a repolarização da

membrana plasmática pela  $H^+$ -ATPase, que bombeia  $H^+$  para o meio externo, gerando assim a força motriz para absorção de P (COMTE et al., 2013; ELANCHEZHIAN et al., 2015; RAGHOTHAMA, 1999). No interior de plantas, como a videira, o P pode ser acumulado em órgãos da planta em formas orgânicas como o P orgânico metabolicamente ativo no citoplasma ( $P_{SO}$ ), fosfolipídios ( $P_{LIP}$ ), P associado ao RNA e DNA ( $P_{RNA}$  e  $P_{DNA}$ ), fosfoproteínas ( $P_{RES}$ ) e P inorgânico ( $P_{SI}$ ) (BIELESKI, 1973; VENEKLAAS et al., 2012).

As plantas cultivadas em solos com maior disponibilidade de P tendem a acumular maiores teores de P em órgãos na forma  $P_{SI}$  dentro do vacúolo sem função metabólica imediata, principalmente em órgãos anuais, como folhas e, em culturas anuais, nos grãos (MARTINEZ et al., 2005; LAMBERS et al., 2011). A forma  $P_{LIP}$  representa o P contido principalmente nas membranas celulares (BIELESKI, 1973; VENEKLAAS et al., 2012) e seu aumento normalmente está relacionado com o aumento de complexos de membranas celulares, principalmente a tilacóide no florescimento das plantas (THOMAS & SADRAS, 2001). O teor de P em ácidos ribonucleicos (formas  $P_{RNA}$  e  $P_{DNA}$ ) normalmente difere entre os órgãos, tecidos e células, sendo maior principalmente em folhas em expansão, menor nas folhas maduras e muito pequeno em folhas senescentes (NIKLAS, 2006; SUZUKI et al., 2001). A forma  $P_{SO}$  compreende o teor de P metabolicamente ativo no citoplasma das células e, em geral, varia muito pouco com o aumento da disponibilidade de P no solo (LEE & RATCLIFFE, 1983).

Em videiras adultas em produção não é suficientemente conhecido se o incremento do teor de P disponível no solo pode alterar a distribuição de formas de P em órgãos de videiras. Caso a quantidade de formas de P acumuladas em órgãos anuais seja alta, se espera um esgotamento de P no interior da planta, especialmente em solos com baixa disponibilidade de P. Por outro lado, caso as formas de P sejam acumuladas preferencialmente em órgãos de reserva, como as raízes, se espera que elas possam contribuir para o crescimento de órgãos anuais no ciclo seguinte, diminuindo a dependência da planta pelo P do solo. Porém, essa dinâmica de redistribuição de formas de P de órgãos perenes para anuais ao longo de estágios fenológicos de videiras adultas em produção a campo é praticamente inexistente na literatura.

Mas, somado a tudo isso, atualmente as folhas de videiras são coletadas na mudança da cor da baga, preparadas, e submetidas a análise do teor total de nutrientes, entre eles, o P, para diagnosticar o estado nutricional das plantas (CQFS-RS/SC, 2004).

Porém, normalmente o teor total de P em folhas em videiras não possui boa relação com a produtividade de uva ou com parâmetros enológicos. Isso pode estar relacionado,

em parte ao estágio fenológico de coleta das folhas. Isso porque, as plantas podem absorver e acumular em órgãos de crescimento quantidades de nutrientes, como o P, em quantidade acima da sua necessidade, representando o consumo de luxo (LAMBERS et al., 2010; VENEKLAAS et al., 2012). Mas também, pode ser que à análise de formas bioquímicas de P no tecido foliar pode apresentar melhor relação com a produtividade e parâmetros enológicos, comparativamente ao teor total de P em folhas. Isso porque, se acredita que os teores de formas de P no tecido de órgãos diagnóstico, como as folhas, podem ser alterados com maior sensibilidade de acordo com a disponibilidade de P disponível no solo e época de coleta do tecido. O presente trabalho objetivou quantificar o acúmulo e a redistribuição de formas de P em videiras em produção ao longo do seu ciclo e avaliar se as formas de P em folhas possuem relação com parâmetros produtivos e composição do mosto.

## 2 REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 A VITIVINICULTURA NO BRASIL E RIO GRANDE DO SUL

As maiores áreas cultivadas com videira no Mundo se concentram em regiões de clima temperado e mediterrâneo, porque, normalmente, a uva e os seus subprodutos, como o vinho são de melhor qualidade (MIELE & RIZZON, 2013). No Brasil, apesar de muitos entraves, a vitivinicultura tem crescido em decorrência da expansão da área cultivada e da melhoria na tecnologia de produção de uvas e elaboração de vinhos, juntamente com países como Argentina, Chile, Estados Unidos, África do Sul, entre outros (VIEIRA et al., 2012).

No Brasil, a viticultura ocupa uma área total de 79.094 hectares, onde foi produzido 1.499.353 toneladas de uvas em 2015 (MELLO, 2016). Deste volume, cerca de 45% da uva é destinada a elaboração de vinhos e sucos, e 55% da uva é comercializada para consumo *in natura*. Do total de produtos industrializados, 77% são vinhos de mesa e 9% são sucos de uva, ambos elaborados a partir de uvas de origem americana e apenas 13% são vinhos finos, elaborados com castas de *Vitis vinifera* (MELLO, 2013). O principal produto de exportação da viticultura brasileiro é o suco de uva, sendo este exportado para mais de 22 países, como Estados Unidos, Alemanha, Inglaterra e República Tcheca (MELLO, 2013).

O RS possui a maior área cultivada com videiras do Brasil, com aproximadamente 50.743 mil hectares, produzindo mais de 876 mil toneladas de uvas em 2015, sendo deste total 81% de uvas americanas e híbridas, e 19% de uvas viníferas. A produção de vinhos, sucos e subprodutos em 2015 foi de, aproximadamente, 554.737.634 milhões de litros, representando mais de 90% da produção brasileira (MELLO 2016). As principais regiões produtoras de uvas são as regiões da Serra do Sudeste, Serra Gaúcha, Campos de Cima da Serra, e regiões Central e Norte do estado.

A Serra Gaúcha é a maior região vitícola do país, com mais de 40 mil hectares de vinhedos, sendo Bento Gonçalves, o município com a maior área cultivada com videiras, com 6.193 hectares, que representa 15% da área total do estado. Trata-se de uma viticultura de pequenas propriedades, pouco mecanizada por causa do relevo acidentado e com mão-de-obra familiar. Cerca de 80% da produção é de uvas americanas (*V. labrusca*, *V. bourquina*) e híbridas, sendo a Isabel a cultivar de maior expressão. A maior

parte da uva colhida é destinada à elaboração de vinhos, sucos e outros derivados. Uma pequena porcentagem da produção, especialmente de uvas americanas como Niágara Rosada e Isabel é destinada ao mercado para consumo *in natura* (MELLO et al., 2013).

A partir da década de 70, áreas de campo natural da região da Campanha Gaúcha do RS foram incorporadas ao sistema de produção de uva (BRUNETTO et al., 2008), principalmente no município de Santana do Livramento, onde em 2012 possuía 1280 hectares cultivados com videiras (MELLO et al., 2013). Na região da Campanha Gaúcha as propriedades possuem grandes áreas com uso intensivo de capital. Isso aconteceu principalmente porque, o custo das áreas era menor, o relevo é suave ondulado, o que favorece a mecanização da cultura; o solo possui textura arenosa, o que favorece a drenagem, e possui baixos teores de matéria orgânica (BRUNETTO et al., 2008; BRUNETTO et al., 2009; SCHMITT et al., 2014), o que lhes conferem, baixa disponibilidade de N mineral, o que algumas vezes é desejado, para evitar excesso de vigor das plantas e, sendo necessário, fontes de N são fornecidas as videiras (BRUNETTO et al., 2008).

## 2.2 ADUBAÇÃO FOSFATADA EM VINHEDOS

Os vinhedos na Campanha Gaúcha do RS são normalmente implantados em solos Argissolos, que possuem textura superficial arenosa, são ácidos e possuem baixa fertilidade, cujos teores de nutrientes, entre eles, o P, se encontram, normalmente, na faixa de interpretação de disponibilidade baixa (SCHMITT et al., 2014). Assim, antes do transplante das videiras, quando diagnosticada a necessidade através dos resultados da análise de solo, o corretivo da acidez do solo é aplicado sobre a superfície e incorporado três meses antes do plantio, usando arado de disco e gradagens, normalmente, até 20 cm de profundidade, para elevar o pH em água até 6,0 (CQFS – RS/SC, 2004), bem como elevar os teores de cálcio (Ca) e magnésio (Mg) trocáveis, por consequência, aumentando a saturação por bases e diminuindo a saturação por alumínio (Al). Com tudo isso, se espera a melhoria do ambiente químico para o crescimento do sistema radicular.

Além disso, antes da instalação dos vinhedos, torna-se necessária a adubação de pré-plantio com fertilizantes fosfatados e potássicos, devendo eles ser aplicado na superfície e incorporado a 0,20 m de profundidade, para aumentar a disponibilidade destes nutrientes no solo, utilizando como base o teor do nutriente disponível no solo (CQFS-RS/SC, 2004; BRUNETTO et al., 2011). Depois da instalação dos vinhedos, na

adubação de crescimento, nos três primeiros anos de plantio, é aplicado somente N, sendo a necessidade e a dose estabelecida com base no teor de matéria orgânica do solo (CQFS - RS/SC, 2004). Fertilizantes fosfatados não são aplicados, pois se assume que a dose de P adicionada na adubação de pré-plantio é suficiente para elevar o teor de P disponível no solo até o nível crítico, mantido ao longo do crescimento, já que é um período onde não acontece exportação do nutriente pela cultura.

Na adubação de manutenção a necessidade e a dose de P é estabelecida de acordo com o teor total de P em folhas completas ou em pecíolos, e na expectativa de produtividade. Quando definida a necessidade, os fertilizantes fosfatados, na forma orgânica ou mineral são aplicados, preferencialmente no período hibernal, sobre a superfície do solo da linha de plantio (projeção da copa), sem incorporação (CQFS - RS/SC, 2004; BRUNETTO et al., 2011). Porém, como a demanda de P em uma mesma área homogênea (vinhedo) de uma determinada cultivar pode oscilar para mais ou para menos, especialmente, por causa da variabilidade de produtividade, que é intrínseca a frutífera é possível que ao longo dos anos aconteça, no interior de um mesmo vinhedo, oscilação dos teores de P disponível no solo (SCHMITT et al., 2014).

### 2.3 ABSORÇÃO E TRANSPORTE DE P EM VIDEIRAS

A absorção de P pelas raízes é o resultado da interação das características morfológicas e fisiológicas das raízes, da rizosfera imediatamente adjacente ao sistema radicular e de fatores de solo que determinam o fluxo de nutrientes para a interface solo-raiz (ELANCHEZHIAN et al., 2015). A intercepção radicular ocorre quando os nutrientes são interceptados pelas raízes durante o processo de crescimento, no entanto pequena parte do P é suprida por este processo. Entretanto, o mecanismo de intercepção radicular não tem sido considerado no transporte de nutrientes, pois, não ocorre trocas diretas entre as partículas do solo e as raízes das plantas, havendo necessidade do meio líquido para que aconteça a absorção pelas raízes (SMITH, 2002; LAMBERS et al., 2008). A difusão é caracterizada pelo movimento de íons em direção à raiz, em curtas distâncias, em virtude do gradiente de concentração gerado na superfície radicular, ou seja, de uma região mais concentrada para uma menos concentrada, a fim de equilibrar as concentrações (CLARKSON, 1985; LAMBERS et al., 2006). Enquanto, o fluxo de massa está associado ao gradiente de potencial hídrico provocado pela absorção de água pelas plantas (SCHACHTMAN, 1998).

A baixa disponibilidade de P no solo limita a absorção de grande quantidade de P do solo pelas plantas (RAGHOTHAMA, 2000; MIMURA, 2001; FIFE et al., 2008). Alguns nutrientes como o K movem-se no solo preferencialmente pelo fluxo de massa e por difusão, mas, a movimentação do P acontece principalmente por difusão (QUAGGIO et al., 2004). Uma região com baixo teor de P em torno da raiz ocorre quando a taxa de difusão de P no solo for lenta e a taxa de absorção pelas plantas for elevada (MORCUENDE et al., 2007). As raízes das plantas são capazes de absorver fosfato de soluções com concentrações muito baixas desse ânion. Em geral, o conteúdo de fosfato nas células das raízes e na seiva do xilema é cerca de 100 a 1000 vezes maior do que o da solução do solo. Isso mostra que o fosfato é absorvido pelas células da planta, contra um gradiente de concentração muito grande e, portanto, a absorção é ativa (SCHACHTMAN et al., 1998; MORCUENDE et al. 2007)

As raízes de plantas, entre elas, a videira, absorvem o P da solução do solo nas formas de íons  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$  e  $\text{HPO}_4^{2-}$ , em solos com pH entre 5,5 e 6,5 (ELANCHEZHIAN et al., 2015). Diferentemente do nitrato e sulfato, o P não é reduzido pelas plantas quando absorvido, permanecendo como fosfato inorgânico ou é esterificado formando éster fosfato. Após a absorção, o P permanece na forma de fosfato ou, ainda, une-se a um outro fosfato através de uma ligação altamente energética (ATP) (SCHACHTMAN et al., 1998; KARTHIKEYAN et al., 2002).

A deficiência de P afeta sobremaneira o vigor das plantas, causando redução no desenvolvimento do sistema radicular, retardamento no crescimento e escassez da lignificação dos tecidos (SCHACHTMAN et al., 1998). Entretanto, essa sintomatologia se manifesta apenas quando a deficiência é muito acentuada, o que geralmente não acontece em vinhedos a campo na região Sul do Brasil. O P é móvel na planta e, por causa disso, os sintomas de deficiência ocorrem inicialmente nas folhas mais velhas e se caracterizam por uma clorose e presença de antocianinas (coloração roxo-violeta), evoluindo para necrose e secamento (RAGHOTHAMA, 1999).

#### 2.4 ACÚMULO E REDISTRIBUIÇÃO DE FORMAS DE P EM VIDEIRAS

A quantidade de nutrientes extraído do solo, como o P, e acumulado em videiras é dependente da cultivar, idade das plantas, tipo de porta-enxerto, tipo de solo e seus atributos químicos, condições climáticas, em que está estabelecido o vinhedo, manejo das videiras, produtividade, entre outros fatores de menor importância (BRUNETTO et al.,

2011).

A concentração média de P em folhas de plantas cultivadas varia de 0,05 até 0,50% da matéria seca da parte aérea, sendo que a necessidade de P reduz com a idade das plantas (NOVAIS & SMYTH, 1999). Algumas plantas tendem a acumular menores teores de P na folha, por possuírem mecanismos adaptativos que propiciam altas taxas fotossintéticas por unidade de P no tecido foliar (LAMBERS et al., 2011). Para a videira, a concentração da maioria dos nutrientes em folhas, ramos e cachos é mais alta no florescimento e durante a maturação das bagas, pois estes órgãos são drenos de carboidratos e de P. Após a colheita o P tende a ser translocado para as raízes (WILLIAMS et al., 1987; BORÉM e RAMOS, 2002). Para o K e P, a concentração nas folhas diminui durante o crescimento, mas a concentração de Ca e Mg permanece constante (MULLINS et al., 1992).

As plantas acumulam P em seus órgãos em formas orgânicas e inorgânica (BIELESKI & FERGUNSON; VENEKLAAS et al., 2012). As condições que regulam o acúmulo de P em cada forma depende da disponibilidade de P no solo. Plantas que crescem em solos com boa disponibilidade de P tendem a acumular maior quantidade de P na forma inorgânica no vacúolo, sem função metabólica imediata, principalmente em tecidos jovens de órgãos como folhas e frutos (MARTINEZ et al., 2005; LAMBERS et al. 2011; NOACK et al., 2014). Quando ocorre a restrição na absorção de P, o P inorgânico (Pi) do vacúolo retorna ao citoplasma, atendendo a exigência metabólica da célula. Assim, o conteúdo de Pi vacuolar atua como uma reserva de P capaz de ser mobilizada para manter seu ritmo de crescimento (BIELESKI & FERGUSON, 1983; VENEKLAAS et al., 2012). Ao contrário do Pi, as formas orgânicas de P (Po) variam muito pouco com o aumento da disponibilidade do nutriente no solo (YUPANQUI, 1997; MARTINEZ et al., 2005; SANTOS et al., 2008). Ainda segundo esses autores, em termos quantitativos, em plantas bem nutridas em P, o Pi é a forma que mais contribui para o conteúdo total de P, geralmente com mais de 50% do P total.

A forma orgânica de P no tecido é composta pelo P ativo no citoplasma, ácidos nucléicos e fosfolípidios. O P ligado aos ácidos nucléicos, como unidade de DNA e unidades de RNA são portadores de informação genética e responsáveis pela tradução desta informação. Estas formas de P possuem recalcitrância elevada e apresentam grande estabilidade estando presente no núcleo das células. Os fosfolípidios estão relacionados com a estrutura de biomembranas (BIELESKI, 1973), presentes principalmente nos cloroplastos (BIELESKI & FERGUSON, 1983). A forma inorgânica é composta principalmente por Pi livre e também por ésteres de fosfatos que são intermediários em



vias metabólicas e degradação, principalmente com o metabolismo energético (ATP e GTP) (VENEKLAAS et al., 2012).

Em ordem de tamanho de fração, ignorando o local de armazenamento, o  $P_{RNA}$  é maior que o  $P_{lipídio}$  e este maior que o  $P_{DNA}$  (LAMBERS et al., 2011; VENEKLAAS et al., 2012). Os conjuntos de ácidos nucleicos podem corresponder de 40-60% do teor total de  $P_o$ , sendo que 85% desta quantidade é composta por RNA e o restante DNA (BIELESKI, 1972). O  $P_{RNA}$  são encontrados geralmente em folhas e em regiões apicais das raízes (BOWEN, 1969). O aumento desta forma ocorre através do aumento da taxa de crescimento das plantas, proporcionado pelo aumento da concentração de N e P, por exemplo, derivados de fertilizantes (REEF et al., 2010; LAMBERS et al., 2011).

A absorção, por consequência, o acúmulo de formas de P em órgãos das frutíferas, provavelmente é dependente do estágio fenológico (TAGLIAVINI et al., 2005; ZAMBROSI et al., 2012). Na videira, em geral, o maior acúmulo da maioria dos nutrientes, entre eles o P, tende a acontecer em estágios fenológicos que acontecem ao longo da primavera/verão, como florescimento e mudança de cor das bagas. Nestes estágios fenológicos o maior acúmulo de nutrientes acontece em órgãos anuais em crescimento como os ramos, as folhas e cachos. Mas também, o acúmulo de nutrientes pode ser observado em estágios fenológicos durante o outono inverno, como o repouso vegetativo em órgãos perenes como raízes e caule (TAGLIAVINI et al., 2005; ZAMBROSI et al., 2012).

As formas de nutrientes, como aquelas de P, acumuladas em órgãos podem ser redistribuídas ao longo dos estágios fenológicos. A redistribuição consiste da passagem de um nutriente, como o P, de um órgão de residência para outro órgão, por exemplo, de folhas velhas em senescência para folhas jovens ou para frutos em crescimento (MALAVOLTA, 1997; MARSCHNER, 2012). A redistribuição de nutrientes ou de suas formas durante a senescência de folhas é um processo fisiológico importante para a retenção de nutrientes na planta, para possíveis necessidades em futuros estágios fenológicos (TAGLIAVINI et al., 1997; RESENDE et al., 2005; MILLARD & GRELET, 2010; ZAMBROSI et al., 2012).

O P possui maior redistribuição do que o N em folhas senescentes, sendo que para o P o percentual exportado das folhas velhas para folhas novas pode atingir valores de até 90% (AERTS & CHAPIN, 1999). O que interfere esta alta redistribuição são fatores como a disponibilidade de água e o teor de P no solo. O P redistribuído e acumulado em órgãos de reserva, poderá no ciclo seguinte ser redistribuído para órgãos em crescimento,

contribuído para manutenção da produtividade de uva (POMMER, 2003), reduzindo assim a dependência externa de fertilizantes fosfatados. Porém, para o P em videiras não se tem o conhecimento da quantidade de P redistribuída durante o ciclo vegetativo e produtivo, assim como qual a forma de P é redistribuída, para qual órgão é redistribuído e em que estágio fenológico fenômeno acontece com maior intensidade.

## 2.5 RELAÇÃO DO P TOTAL E SUAS FORMAS EM FOLHAS COM PARÂMETROS PRODUTIVOS E DE COMPOSIÇÃO DA UVA

O uso da análise do teor total de nutrientes em folhas completas para estimar o estado nutricional de frutíferas é realizada porque se espera que com o aumento no teor de P disponível no solo ocorra incremento no teor de P no interior da planta, diagnosticado pela análise da folha, já que é um órgão anual com intensa divisão celular e incremento de matéria seca em estágios de crescimento vegetativo e produção (BRUNETTO et al., 2015; LORENSINI et al., 2015). Isso ocorre porque, existe a expectativa que o aumento da disponibilidade do nutriente no solo favoreça a sua absorção pelas raízes da planta, de onde é transportado para a parte aérea (ZAMBROSI et al., 2012).

Por isso, se acredita que a coleta das folhas no florescimento seja mais adequada, porque as videiras possuem intensa emissão de raízes jovens, incremento na absorção e acúmulo de P em folhas, que são drenos de nutrientes, o que favorece o diagnóstico do teor de P (TECCHIO et al., 2007). Somado a tudo isso, a definição da necessidade e da dose de P em videiras em produção, como comentado anteriormente na presente revisão, no RS e SC é baseada no teor total de P em folhas e na expectativa de produtividade (CQFS-RS/SC, 2004; BRUNETTO et al., 2011).

No entanto, nem sempre o teor de P total em folhas de videiras possuem relação com a produtividade e parâmetros de composição da uva. De acordo com Brunetto et al., (2009), Canton et al. (2014) e Brunetto et al. (2015), o incremento do teor de P disponível no solo e nas folhas não se refletiu em aumento da produtividade de uva em videiras Chardonnay e Cabernet Sauvignon. Além disso, parte do P contido em folhas pode ser redistribuído para os frutos, que apresentam incremento de matéria seca e, por isso, são drenos de nutrientes (ZAMBROSI et al., 2012) ou mesmo para os órgãos perenes de reserva, como ramos de mais de um ano, caule e, especialmente, (LIMA et al., 2011). Isso pode ser explicado porque o P é um elemento muito móvel na planta, portanto, parte do P contido em folhas pode ser redistribuído e acumulado nas raízes, tornando-se reserva

de P, o qual é redistribuído na brotação e florescimento, reduzindo assim o aporte de P no solo através de fertilizantes (ZAMBROSI et al., 2012). Além disso, com o aumento da produção se espera impacto sobre parâmetros enológicos, como sólidos solúveis totais (SST), pH, acidez total titulável (AT), ácidos orgânicos, entre eles, ácidos tartárico e málico, polifenóis totais (PF) e antocianinas (AC) (BRUNETTO et al., 2009; ROCHA & GUERRA, 2008; SONG et al., 2010; ROCHA et al., 2015).

Nesse sentido, a falta de resposta de espécies frutíferas a adubação fosfatada pode ser explicada pela dinâmica das formas de P no interior da planta, em órgãos como as folhas e raízes. No entanto, não se tem conhecimento em videiras do tamanho do estoque de P não metabólico e da redistribuição de formas de P de um compartimento para outro. Isso porque, se acredita que os teores de formas de P no tecido em órgãos diagnóstico, como as folhas, podem ser alterados de acordo com a disponibilidade de P disponível no solo e da época de coleta do tecido.

### 3 HIPÓTESES

- a) As raízes de videiras cultivadas em solo com maior teor de P disponível acumulam preferencialmente  $P_{SO}$  no repouso vegetativo e a maior parte desta forma de P é redistribuída durante o florescimento para órgãos anuais em crescimento, como folhas e cachos;
- b) A concentração de  $P_{SI}$  e  $P_{RNA}$  no florescimento podem ter relação com parâmetros produtivos e enológicos independente do teor de P disponível no solo.

### 4 OBJETIVOS

#### 4.1 OBJETIVO GERAL

O presente trabalho objetivou quantificar o acúmulo e a redistribuição de formas de P em videiras em produção ao longo do seu ciclo e avaliar se as formas de P em folhas possuem relação com parâmetros produtivos e com a composição da uva.

#### 4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- a) Quantificar a distribuição e redistribuição de formas de P ( $P_{SI}$ ;  $P_{SO}$ ;  $P_{LIP}$ ;  $P_{RNA}$ ;  $P_{DNA}$  e  $P_{RES}$ ), em videiras cultivadas em solo com diferentes teores de P disponível;
- b) Avaliar formas de P em folhas coletadas no florescimento e início da maturação, a produtividade e composição da uva, em videiras cultivadas em solos com diferentes teores de P disponível;
- c) Avaliar a existência de relação entre formas de P em folhas e parâmetros produtivos, e enológicos no mosto, em videiras cultivadas em solos com diferentes teores de P disponível.

# 5 ARTIGO 1: DISTRIBUIÇÃO E REDISTRIBUIÇÃO DE FORMAS DE FÓSFORO EM VIDEIRAS EM PRODUÇÃO CULTIVADAS EM SOLOS COM DIFERENTES TEORES DE FÓSFORO DISPONÍVEL

## RESUMO

O incremento dos teores de fósforo (P) disponível no solo pode modificar a partição de formas de P em órgãos anuais e perenes de videiras adultas em produção ao longo do ciclo. O presente estudo foi realizado com o objetivo de avaliar a distribuição e redistribuição de formas de P em órgãos de videiras em produção cultivadas em solo com diferentes teores de P disponível. O estudo foi realizado em vinhedos instalados em Santana do Livramento, estado do Rio Grande do Sul, região Sul do Brasil. Os tratamentos foram vinhedo 1 (V1), com 11,8 mg kg<sup>-1</sup> de P disponível no solo e vinhedo 2 (V2), com 34,6 mg kg<sup>-1</sup>. A cultivar dos dois vinhedos foi a Tannat, enxertada sobre o porta-enxerto SO4. O sistema de condução das videiras foi espaldeira. As videiras foram arrancadas e particionadas em raízes, caules, braços, esporões, ramos do ano, folhas e cachos, no florescimento (FL), início da maturação (IM), colheita (CO) e repouso vegetativo (RV). Os órgãos foram secos, preparados e submetidos ao fracionamento químico de P, que estima as frações P solúvel total em ácido (P<sub>ST</sub>), P solúvel inorgânico em ácido (P<sub>SI</sub>), P solúvel orgânico em ácido (P<sub>SO</sub>) (por diferença entre P<sub>ST</sub> e P<sub>SI</sub>), P lipídico (P<sub>LIP</sub>), P associado ao RNA (P<sub>RNA</sub>), P associado ao DNA (P<sub>DNA</sub>) e P residual (P<sub>RES</sub>). Nas videiras do V1 e V2 o P é acumulado preferencialmente na fração P<sub>SI</sub> nas folhas e cachos, coletados no FL, IM e CO, e nas raízes na fração P<sub>SO</sub>, no RV. Parte do P<sub>SI</sub> das raízes é redistribuído no FL para as folhas e cachos em videiras do V1. Videiras cultivadas no V2 acumulam maior quantidade de P na forma P<sub>SO</sub> nas raízes e tendem a redistribuir menos P<sub>SI</sub> às folhas e cachos após o FL. As videiras acumulam P nas raízes tanto em baixo quanto alto teor de P disponível no solo e o P é redistribuído e acumulado nas folhas e cachos na forma inorgânica.

**Palavras-chaves:** Adubação fosfatada, fracionamento químico de P no tecido, *Vitis vinifera* L.

## ABSTRACT

The increase in phosphorus (P) available in soil can modify the partition of P forms in annual and perennial organs of adult grapevines throughout the cycle. This study was to evaluate the distribution and redistribution of P forms in organs of grapevines grown in soils with different contents of available P. The study was conducted in vineyards installed in the city of Santana do Livramento, state of Rio Grande do Sul (RS), in southern Brazil. The treatments were vineyard 1 (V1) with 11.8 mg kg<sup>-1</sup> of available P in soil and vineyard 2 (V2) with 34.6 mg kg<sup>-1</sup>. The cultivar of both vineyards is Tannat (*Vitis vinifera* L.) grafted on SO4 (*Vitis berlandieri* × *Vitis riparia*) rootstock. Plant density per hectare was 2525 (1.2 m × 3.2 m) on a spur pruned cordon system. The grapevines were uprooted and partitioned into roots, stems, arms, spurs, shoots of the year, leaves and clusters at flowering (F), veraison (V), harvest (H) and dormancy (D). The organs were dried, prepared and subjected to chemical fractionation of P, which estimates fractions of total acid-soluble P (P<sub>ST</sub>), acid-soluble inorganic P (P<sub>SI</sub>), acid-soluble organic P (P<sub>SO</sub>) (by difference between T<sub>SP</sub> and P<sub>SI</sub>), phospholipids P (P<sub>LIP</sub>), P associated with RNA (P<sub>RNA</sub>), P associated with DNA (P<sub>DNA</sub>) and residual P (P<sub>RES</sub>). P in grapevines of V1 and V2 accumulated mainly in P<sub>SI</sub> fraction in leaves and clusters, which were collected at F, V and H, and in P<sub>SO</sub> fraction in roots, collected at D. Part of the root P<sub>SI</sub> was redistributed at F to the leaves and clusters in vines of V1. Vines grown in V2 accumulated larger amount of P in P<sub>SO</sub> form in roots and tended to redistribute less P<sub>SI</sub> to the leaves and clusters after F. Grapevines accumulated P in roots, both in soils with low and high available P contents, and P was redistributed and accumulated in leaves and clusters in inorganic form.

**Keywords:** Phosphate Fertilizer, chemical fractionation of P in the tissue, *Vitis vinifera* L.

## 5.1 INTRODUÇÃO

O P é um dos elementos que mais frequentemente limita a produtividade agrícola no mundo. No sistema solo-planta, o P caracteriza-se por apresentar uma baixíssima mobilidade no solo, pois é adsorvido fortemente pelos óxidos de ferro e alumínio dos solos altamente intemperizados (BORTOLUZZI et al., 2015; FINK et al., 2014, 2016),

mas apresenta uma alta mobilidade dentro da planta, sendo redistribuído de um órgão para outro de acordo com a demanda e disponibilidade de P no solo (SCHACHTMAN et al., 1998). Frente a eminente escassez das reservas de fertilizante fosfatados ainda na metade desse século (CORDELL et al., 2009), é fundamental conhecer melhor aspectos fisiológicos e metabólicos do uso de P pelas plantas para permitir progresso significativo na compreensão da dinâmica complexa desse nutriente no sistema solo-planta (VENEKLAAS et al., 2012).

No interior de plantas, como a videira, o P pode ser acumulado em formas orgânicas como o P orgânico metabolicamente ativo no citoplasma ( $P_{SO}$ ), fosfolipídios ( $P_{LIP}$ ), P associado ao RNA e DNA ( $P_{RNA}$  e  $P_{DNA}$ ), fosfoproteínas ( $P_{RES}$ ) e P inorgânico ( $P_{SI}$ ) (BIELESKI, 1973; VENEKLAAS et al., 2012).

Acredita-se que as plantas cultivadas em solos com maior disponibilidade de P tendem a acumular maiores teores de P em órgãos na forma  $P_{SI}$ , principalmente em órgãos anuais, como folhas e, em culturas anuais, nos grãos (MARTINEZ et al., 2005; LAMBERS et al., 2011). A forma  $P_{LIP}$  representa o P contido principalmente nas membranas celulares (BIELESKI, 1973) e seu aumento normalmente acontece por causa do aumento de complexos de membranas celulares, principalmente a tilacóide no florescimento das plantas (THOMAS & SADRAS, 2001), em resposta ao aumento da concentração de  $P_{SI}$  (REEF et al., 2010; VENEKLAAS et al., 2012). A concentração de P em ácidos ribonucleicos ( $P_{RNA}$  e  $P_{DNA}$ ) normalmente difere entre os órgãos, tecidos e células, sendo maior principalmente em folhas em expansão, menor nas folhas maduras e muito pequeno em folhas senescentes (SUZUKI et al., 2001; NIKLAS, 2006). A concentração de  $P_{SO}$ , em geral, em órgãos anuais como folhas e frutos, varia muito pouco com o aumento da disponibilidade de P no solo (LEE & RATCLIFFE, 1983). No entanto, quando a divisão celular nesses órgãos cessar, o P pode ser redistribuído e acumulado em órgãos perenes, como as raízes, principal órgão de reserva de nutrientes em frutíferas (LIMA et al., 2011).

Em videiras adultas em produção, não é suficientemente conhecido se o incremento do teor de P disponível no solo pode alterar a distribuição de formas de P, como  $P_{SI}$ ,  $P_{SO}$ ,  $P_{RNA}$  e  $P_{LIP}$ , em órgãos anuais, como folhas, ramos do ano e cachos, e perenes, entre eles raízes, caules, braços e esporões, ao longo de estágios fenológicos. Por exemplo, caso sejam grandes as quantidades de formas de P acumuladas em órgãos anuais, se espera um esgotamento de P no interior da planta, especialmente se o solo não possuir P em quantidades suficientes para suprir a demanda da planta. Por outro lado,

caso as formas de P sejam acumuladas preferencialmente em órgãos de reserva, como as raízes, se espera que elas possam contribuir para o crescimento de órgãos anuais no ciclo seguinte, diminuindo a dependência da planta pelo P do solo. Porém, essa dinâmica de redistribuição de formas de P de órgãos perenes para anuais ao longo de estágios fenológicos de videiras adultas em produção em nível de campo é praticamente inexistente. O estudo objetivou avaliar a distribuição e redistribuição de formas de P em videiras cultivadas em solo com diferentes teores de P disponível.

## 5.2 MATERIAL E MÉTODOS

### 5.2.1. Caracterização da área experimental

O estudo foi conduzido em dois vinhedos (V1 e V2) no período de agosto de 2014 a março de 2015, na região da Campanha Gaúcha, em Santana do Livramento, estado do Rio Grande do Sul (RS) (Latitude 30° 49' 8'' S, Longitude 55° 27' 3'' W e altitude 320 m), região Sul do Brasil. O solo dos dois vinhedos é um Argissolo Vermelho Distrófico típico (EMBRAPA, 2013) derivado de arenito Botucatu com alto teor de silício (EMBRAPA, 2013). O relevo nos dois vinhedos é suavemente ondulado, com declividade de aproximadamente 12%. As características físicas e químicas dos solos dos dois vinhedos são apresentadas na Tabela 5.1. O clima é subtropical úmido, tipo Cfa, segundo a classificação de Köppen, que se caracteriza por temperaturas amenas e chuvas com pouca variação ao longo do ano. A precipitação média anual é de 1.600 mm. A temperatura do mês mais quente, janeiro, é de 23,8°C e a média no mês mais frio, julho, é de 12,4°C. A insolação anual é de aproximadamente 2.500 horas. Os estágios fenológicos, valores médios mensais de precipitação, temperatura, umidade do ar e insolação observados ao longo do estudo são apresentados na Tabela 5.2.

### 5.2.2 Tratamentos

Os tratamentos foram dois vinhedos com dois teores de P disponível no solo (extraído por Mehlich-1). O solo do V1 apresentava 11,8 mg kg<sup>-1</sup> de P (interpretado como baixo, em um solo 15% de argila) e V2 com 34,6 mg kg<sup>-1</sup> de P (interpretado como alto, em um solo com 10% de argila) (CQFS-RS/SC, 2004). O V1 foi instalado em 2004 e o



V2 em 2003. A cultivar dos dois vinhedos é “Tannat” (*Vitis vinífera* L.), enxertada sobre o porta-enxerto SO4 (*Vitis berlandieri* x *Vitis riparia*), no espaçamento de 1,20 x 3,30 m na linha e na entre linha, respectivamente, totalizando 2525 plantas por hectare. O sistema de condução foi espaldeira nos dois vinhedos. O delineamento experimental foi de blocos ao acaso, com três repetições. Cada repetição foi formada por cinco plantas, sendo as três videiras centrais avaliadas. Durante a condução do experimento, as videiras foram submetidas a aplicação de 40 kg ha<sup>-1</sup> ano<sup>-1</sup> de N e 20 kg ha<sup>-1</sup> ano<sup>-1</sup> de K<sub>2</sub>O. Fósforo não foi aplicado no solo dos dois vinhedos.

### **5.2.3 Coleta das videiras e fracionamento em órgãos**

As videiras foram arrancadas e particionadas ao longo de quatro estágios fenológicos: florescimento (FL) (12/10/2014), quando 50% das flores estavam abertas início da maturação (IM) (20/12/2014), quando 50% das bagas mudaram de coloração, colheita (CO) (27/01/2015), momento em que 100% das bagas apresentaram coloração intensa e repouso vegetativo (RV), na deiscência das folhas (11/04/2015) (BAILLOD & BAGGIOLINI, 1993). As videiras foram cortadas rente à superfície do solo, separadas em raízes, caule, braços, esporões, ramos do ano, folhas e cachos (quando encontrados em alguns estágios fenológicos). As raízes foram coletadas em uma trincheira de 0,49 m<sup>3</sup>, com raio de 0,7 m (tendo como ponto central o caule) e profundidade de 1,0 m. As raízes foram coletadas manualmente e reservadas. O caule foi cortado rente à superfície do solo. Os ramos foram separados em ramos do ano, esporões e braços. As folhas e cachos foram cortados na inserção dos ramos e coletados. Todos os órgãos foram pesados no campo usando balança digital de precisão tipo gancho. Uma subamostra de cada órgão foi coletada, pesada e reservada. As subamostras dos órgãos foram secas em estufa com ar forçado a 65°C até massa constante. Em seguida, as subamostras dos órgãos secos foram moídos em moinho tipo Willey e passados em peneira com malha de 2 mm. O tecido foi reservado para a análise de formas de P no tecido.

### **5.2.4 Fracionamento químico de P em órgãos das videiras**

O tecido dos órgãos das videiras reservado foi submetido ao fracionamento químico de P, conforme metodologia proposta por Miyachi & Tamiya (1961), adaptado

de Schimidt & Thannhauser (1945) e com adaptações realizadas por Casali et al. (2011). As frações de P obtidas foram: P solúvel total em ácido ( $P_{ST}$ ), P solúvel inorgânico em ácido ( $P_{SI}$ ), P solúvel orgânico em ácido ( $P_{SO}$ ) (por diferença entre  $P_{ST}$  e  $P_{SI}$ ), P lipídico ( $P_{LIP}$ ), P associado ao RNA ( $P_{RNA}$ ), P associado ao DNA ( $P_{DNA}$ ) e P residual ( $P_{RES}$ ). Para isso, foi pesado 0,2 g de matéria seca em triplicata. A matéria seca foi adicionada em tubos falcon de fundo arredondado com capacidade de 15 mL. Imediatamente após, foi adicionado 10 mL de  $HClO_4$  0,2 mol  $L^{-1}$ . Logo depois, os tubos foram agitados manualmente por 5 minutos e imediatamente centrifugados por 10 minutos à 5.000  $\times g$ . O sobrenadante foi filtrado em filtro quantitativo com poros de 8 micras. Em seguida, o tecido recebeu 5 mL de  $HClO_4$  0,2 mol  $L^{-1}$ , repetindo-se o processo de centrifugação e filtração. Após os sobrenadantes foram unidos e deste extrato retirou-se 2 mL para determinação do  $P_{ST}$  por meio de digestão com 2 mL  $H_2SO_4$  concentrado e 1 mL  $H_2O_2$  30%, em bloco digestor. Do mesmo extrato foi realizado a análise direta do teor de P, através da metodologia descrita por Murphy & Riley (1962), onde foi obtido o  $P_{SI}$ . Por diferença entre o  $P_{ST}$  e o  $P_{SI}$ , foi obtido a fração de  $P_{SO}$ . A amostra de tecido remanescente da primeira extração permaneceu em repouso em tubos falcon com capacidade de 15 mL. Nesta amostra foi adicionado 6 mL da solução etanol + éter + clorofórmio (E + E + C) na proporção 2:2:1, respectivamente, permanecendo em banho-maria por 1 hora a 50°C. Em seguida, as amostras de tecido com E + E + C foram centrifugadas por 10 minutos a 5.000  $\times g$  e o sobrenadante reservado em erlenmeyer de 50 mL. Imediatamente, após foi adicionado 4 mL de éter frio (4°C) nas amostras de tecido remanescente no tubo falcon. A centrifugação foi repetida e o extrato da 2ª centrifugação foi unido com o extrato da 1ª centrifugação, em erlenmeyer com capacidade de 25 mL. O extrato do erlenmeyer permaneceu em repouso para facilitar a evaporação do éter durante 24 horas em capela com extração de ar e 3 horas em estufa com circulação de ar forçado a 27°C. Para repor o éter evaporado do extrato foi adicionado 6 mL de água destilada. Deste extrato final foi extraído 2 mL para a determinação do  $P_{LIP}$ , que foi digerido com 2 mL  $H_2SO_4$  concentrado e 2 mL  $H_2O_2$  30% em bloco digestor, usando tubos de digestão com capacidade de 50 mL. Na sequência do fracionamento, as amostras de tecido remanescentes da extração com E + E + C receberam 6 mL de KOH 0,5 mol  $L^{-1}$ . Em seguida, os tubos falcon com tecido remanescente foram fechados e agitados por 1 minuto manualmente. Estas amostras permaneceram em repouso durante 17 horas a 37°C, em estufa com circulação de ar forçado. Após foi adicionado 1 mL de HCl 3,0 mol  $L^{-1}$  e 1 mL de  $HClO_4$  70%. Imediatamente, os tubos foram centrifugados por 10 minutos a 5.000  $\times g$  e o sobrenadante

retirado e armazenado em tubos de acrílico de 20 mL. No tecido que permaneceu nos tubos falcon foi adicionado 5 mL de  $\text{HClO}_4$   $0,5 \text{ mol L}^{-1}$  e novamente centrifugado por 10 minutos a  $5.000 \times g$ . O extrato desta centrifugação foi unido com o extrato dos tubos de acrílico de 20 mL. Do extrato dos tubos de acrílico foi retirado 2 mL e digeridos com 2 mL  $\text{H}_2\text{SO}_4$  concentrado e 1 mL  $\text{H}_2\text{O}_2$  30% em bloco digestor, usando tubos de digestão com capacidade de 50 mL, obtendo-se o  $P_{\text{RNA}}$ . No tecido remanescente nos tubos falcon foi adicionado 5,0 mL de  $\text{HClO}_4$   $0,5 \text{ mol L}^{-1}$ . Os tubos falcon foram agitados manualmente por 1 minuto e, em seguida, permaneceram em repouso em banho-maria por 15 minutos a  $100^\circ\text{C}$ . Imediatamente os tubos foram centrifugados por 10 minutos a  $5.000 \times g$ , sendo o sobrenadante armazenados em tubos de acrílico. Em 2 mL do extrato foi determinado o  $P_{\text{DNA}}$ , através da digestão com 2 mL  $\text{H}_2\text{SO}_4$  e 1 mL  $\text{H}_2\text{O}_2$  30% em bloco digestor, usando tubos com capacidade de 50 mL. O resíduo do tecido remanescente no tubo falcon de 15 mL foi transferido para tubos de digestão com capacidade de 50 mL. Em seguida, digerido com 2,0 mL de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  concentrado e 2,0 mL de  $\text{H}_2\text{O}_2$  30% em bloco digestor (Tedesco et al., 1995), onde obteve-se o  $P_{\text{RES}}$ . A determinação e quantificação de todas as frações de P foram realizadas conforme Murphy & Riley (1962), no comprimento de onda de 880 nm, em espectrofotômetro UV-visível.

### 5.2.5 Análises estatísticas

Os resultados obtidos foram submetidos à análise de variância por meio do programa SISVAR, e quando da significância dos efeitos apontado pela análise de variância foram submetidos ao teste de comparação de médias, tomando como base os níveis de significância menor que 5% ( $p < 0,05$ ) pelo teste SCOTT-KNOTT.

Para comparar o efeito do teor de P disponível nos dois vinhedos, realizou-se contrastes ortogonais através da comparação dos valores da concentração de P de cada forma, dentro de cada estágio fenológico, entre as videiras cultivadas em solo com baixo e alto teor de P disponível.

Para avaliar a distribuição de P nas videiras durante o ciclo produtivo utilizou-se apenas a concentração de  $P_{\text{SI}}$  e  $P_{\text{SO}}$ , pois são as formas de maior contribuição no P total e que apresentaram maior variação ao longo do período produtivo. Para o cálculo das porcentagens, utilizou-se a equação 1:

$$F(\%) = \frac{P_{\text{Forma}}}{P_{\text{total}}} \quad (1)$$

Onde:  $F(\%)$  é porcentagem de P em cada forma;  $P_{Forma}$  é a concentração de P da forma em  $\text{mg kg}^{-1}$  e  $P_{total}$  é a concentração de P em cada órgão em  $\text{mg kg}^{-1}$ .

### 5.3 RESULTADOS

#### 5.3.1. Distribuição de frações de P em órgãos de videiras cultivadas com solo com baixo teor de P disponível em diferentes estágios fenológicos

No vinhedo 1 (V1), em solo com baixo teor de P disponível, a maior concentração de P total foi verificado nas folhas e cachos no estágio fenológico FL (florescimento) e IM (início da maturação); nas folhas na CO (colheita) e nas raízes e ramos do ano no RV (repouso vegetativo) (Tabela 5.3). A maior concentração de  $P_{SI}$  foi observado nos ramos do ano, folhas e cachos no FL, IM e CO; e apenas nos ramos do ano no RV. A maior concentração de  $P_{SO}$  foi verificado nas raízes no FL e CO; nas raízes e nos cachos no IM, e nas raízes e nos ramos do ano no RV. A maior concentração de  $P_{LIP}$  foi observado nas folhas e cachos no FL; ramos do ano, folhas e cachos no IM; folhas na CO e não houve diferença significativa da fração  $P_{LIP}$  entre os órgãos no RV. Assim como na fração  $P_{LIP}$ , o maior teor de  $P_{RNA}$ ,  $P_{DNA}$  e  $P_{RES}$  foram observados nas folhas e cachos no FL; a maior concentração de  $P_{RNA}$  nas folhas na CO e IM, e nas raízes no RV. A fração  $P_{DNA}$  foi maior nas folhas no IM e folhas e cachos na CO. A fração  $P_{RES}$  foi maior nos ramos de ano e folhas no IM e apenas nas folhas na CO. As maiores concentrações das frações  $P_{DNA}$  e  $P_{RES}$  não diferiram significativamente entre os órgãos no RV.

No V1, a maior concentração de P nas raízes das videiras foram verificados nas frações  $P_{SI}$  e  $P_{SO}$  no FL e IM; e na fração  $P_{SO}$  na CO e RV (Tabela 5.3). No caule, braços, esporões, ramos de ano, folhas e cachos as maiores concentrações de P foram observadas nas frações  $P_{SI}$  no FL, IM e CO. No RV, a maior concentração de P no caule e nos braços foi verificado na fração  $P_{SO}$ .

Nas raízes das videiras do V1 a concentração de P total,  $P_{SI}$  e  $P_{RNA}$  diminuíram do FL até RV (Figura 5.1). A concentração de  $P_{SO}$  diminuiu no IM e aumentou no RV. No caule e braços, a concentração de P total aumentou do FL até IM e o teor de  $P_{SO}$  aumentou da CO até RV. A concentração de  $P_{RNA}$  aumentou do IM até CO e diminuiu da CO até RV. Nos esporões a concentração de  $P_{SI}$  diminuiu do IM até CO. A concentração de  $P_{SO}$  aumentou da FL até RV. A concentração de  $P_{SI}$  e P total diminuíram nos ramos do ano no FL até RV; e nas folhas e cachos do FL até CO. A concentração de  $P_{SO}$  aumentou nos

ramos do ano no FL até RV. Nas folhas e cachos a concentração de  $P_{SO}$  aumentou do FL até IM e diminuiu do IM até CO. A concentração de  $P_{RNA}$  diminuiu nos ramos do ano, folhas e cachos do FL até IM, e aumentou do IM até CO, voltando a diminuir do CO para RV. As frações  $P_{LIP}$ ,  $P_{DNA}$  e  $P_{RES}$  não foram modificadas entre os estágios fenológicos (Figura 5.1).

### **5.3.2. Distribuição de frações de P em órgãos de videiras cultivadas com solo com alto teor de P disponível em diferentes estágios fenológicos**

Nas videiras do vinhedo 2 (V2), cultivadas em solo com alto teor de P disponível, a maior concentração de P total foi observado nos cachos no estágio FL; folhas no IM e CO, e nas raízes no RV (Tabela 5.4). A maior concentração de  $P_{SI}$  foi verificado nos ramos do ano, folhas e cachos no FL; nas folhas e nos cachos no IM, nas folhas na CO e nos ramos do ano no RV. A maior concentração de  $P_{SO}$  foi observado nas raízes e nos cachos no FL e apenas nas raízes no IM, CO e RV. A maior concentração de  $P_{LIP}$  e  $P_{RNA}$  foram verificados nas folhas e cachos no FL, e nas folhas na CO. No IM, a maior concentração de  $P_{LIP}$  foi observado nas folhas e cachos; e no RV a concentração de  $P_{LIP}$  não diferiu significativamente entre os órgãos. Mas, a concentração de  $P_{RNA}$  foi maior nas folhas no IM e raízes no RV. A maior concentração de  $P_{DNA}$  e  $P_{RES}$  foi verificado nas folhas no IM e raízes no RV. A maior concentração de  $P_{DNA}$  foi verificado nas folhas e cachos no CO, mas nós não observamos diferença significativa dos teores de  $P_{DNA}$  entre os órgãos no FL. A fração  $P_{RES}$  foi maior nas folhas e cachos no FL, e apenas nas folhas no CO.

No V2, as raízes das videiras apresentaram maior concentração de P na fração  $P_{SI}$  no FL e  $P_{SO}$  no IM, CO e RV (Tabela 5.4). No caule, braços, esporões, ramos do ano, folhas e cachos a maior concentração de P foi verificado na fração  $P_{SI}$  no FL, IM e CO; e na fração  $P_{SO}$  no RV. Exceção foram os ramos do ano, onde a concentração de P nas frações  $P_{SI}$  e  $P_{SO}$  não diferiam significativamente no RV.

Nas raízes das videiras do V2 a concentração de P total,  $P_{SI}$  e  $P_{SO}$  diminuíram do FL até CO, e aumentaram do CO até RV (Figura 5.2). No caule, braços e esporões a concentração de P total e  $P_{SI}$  diminuíram do FL até IM. A concentração de P total e  $P_{SO}$  aumentaram do IM até RV. Nos ramos do ano, folhas e cachos a concentração de P total,  $P_{SI}$  e  $P_{LIP}$  diminuíram do FL até IM. A concentração de P total e  $P_{SI}$  aumentaram apenas nas folhas do IM até CO. A concentração de  $P_{SO}$  aumentou apenas nos ramos do ano do

FL até RV. Por outro lado, a concentração de  $P_{RNA}$  diminui apenas nos cachos do FL até IM. As frações  $P_{LIP}$ ,  $P_{DNA}$  e  $P_{RES}$  não foram modificadas entre os estágios fenológicos (Figura 5.2).

### **5.3.3. Influência do teor de P disponível no solo na distribuição das formas de P nos órgãos de videiras ao longo dos estágios fenológicos**

A concentração de P disponível no solo alterou a concentração de P total nos caules e braços das videiras no FL; no caule no IM, nas folhas na CO; e nas raízes, caule, braços e esporões no RV (Tabela 5.5). O teor de P no solo alterou a concentração de  $P_{SI}$  nos caules e braços no FL, folhas no CO e caules. O teor de P no solo alterou a concentração de  $P_{SO}$  nos caules, braços, esporões e cachos das videiras no FL; raízes e caules no IM, caule no CO; e raízes, caules e esporões no RV. A maior concentração de P total,  $P_{SI}$  e  $P_{SO}$  foram observados no V2, com exceção da concentração de  $P_{SO}$  no caule no DB das videiras cultivadas no V1.

O teor de P no solo aumentou a concentração de  $P_{LIP}$  apenas nos ramos do ano no FI (Tabela 5.5). A fração  $P_{RNA}$  foi maior nas raízes, esporões, ramos do ano, folhas e cachos no FL; folhas no IM; raízes, caules, ramos do ano e cachos na CO das videiras no V1, com exceção do caule no MA. A fração  $P_{DNA}$  foi maior nas raízes, caules, braços, esporões, ramos de ano e cachos no FL; e raízes no RV das videiras cultivadas no V2. A concentração de  $P_{RES}$  foi maior nos caules, braços, esporões e ramos do ano no IM das videiras cultivadas no V2; e maior nas raízes, caules e braços no RV das videiras no V1.

### **5.3.4. Redistribuição de $P_{SI}$ e $P_{SO}$ entre os órgãos de videiras ao longo dos estágios fenológicos**

A forma de  $P_{SI}$  no FL nas videiras dos dois vinhedos (V1 e V2) foi maior que 40% da concentração de P total nas raízes, caules e braços; maior que 55% nos cachos; e maior que 60% nos esporões, ramos do ano e folhas (Figura 5.3). Mas no RV a concentração de  $P_{SI}$  nas videiras dos V1 e V2 diminuíram para menos de 25% nas raízes, menos de 30% nos caules, menos de 35% nos braços e menos de 45% nos esporões e ramos do ano. Por outro lado, a concentração de  $P_{SO}$  no FL nas videiras do V1 e V2 foi menor que 15% nos cachos e esporões; menor que 10% nas folhas e ramos do ano e menor que 40% nas raízes. Mas aumentou para mais de 35% nos ramos do ano e esporões, e mais de 45% nos braços

no RV. Nas videiras do V1 e V2 a concentração de  $P_{SO}$  no caule e braços no FL foi menor que 15%, passando para mais de 40% no RV. Nas videiras do V2 a concentração de  $P_{SO}$  nos braços passou de 24% no FL para 50% no RV, e nos caules de 35% no FL para 54% no RV (Figura 5.3).

#### 5.4 DISCUSSÃO

A maior concentração de P total e  $P_{SI}$  nas folhas e cachos das videiras do vinhedo V1 e V2 coletadas nos estágios fenológicos FL e IM podem ser atribuídos a intensa divisão celular no tecido desses dois órgãos em crescimento, que promove o incremento de matéria seca (Tabela 5.6) e, conseqüentemente, se tornam drenos de P (WILLIAMS et al., 1987; BORÉM & RAMOS, 2002; TAGLIAVINI et al., 2005; LAMBERS et al., 2010). Mas também, o incremento de  $P_{SI}$  nas folhas e cachos acontece por causa da sua alocação no vacúolo das células do tecido, pois as plantas absorvem quantidades de P acima de sua necessidade metabólica, o que representa o consumo de luxo (CHAPIN, 1980; (PEREIRA et al., 2008; LAMBERS et al. 2011; VENEKLAAS et al. 2012). Por outro lado, a maior concentração de P total e  $P_{SO}$  nas raízes de videiras do V1 e V2 coletadas no estágio RV aconteceu provavelmente porque cessa a demanda de P pelas folhas, porque cessa a divisão celular e incremento de matéria seca. Assim, as folhas passam de dreno a fonte de P, o qual é redistribuído para órgãos perenes, neste caso para as raízes, normalmente principal órgão de reserva das frutíferas (LIMA et al., 2011), pois o P tem grande mobilidade no floema (MARSCHNER, 2012).

A maior concentração de  $P_{TOTAL}$  em folhas no V2 na CO, mostra que em videiras cultivadas em solo com alto teor de P disponível, a redistribuição de P das folhas para os cachos diminui após o IM. Isso provavelmente ocorreu porque o solo está suprindo a demanda de P pelos cachos e assim o P passa a ser acumulado em folhas na forma  $P_{SI}$  na CO, que é redistribuída no RV para as raízes na forma  $P_{SO}$ .

A forma  $P_{LIP}$  representa o P contido principalmente nas membranas celulares (BIELESKI, 1973). Assim, a maior concentração de  $P_{LIP}$  em folhas de videiras do V1 e V2 coletadas nos estágios fenológicos FL, IM e CO acontece por causa do aumento de complexos de membranas celulares, principalmente a tilacóide (THOMAS & SADRAS, 2001), em resposta ao aumento da concentração de  $P_{SI}$  (REEF et al., 2010; VENEKLAAS et al., 2012). No entanto, o excesso de complexos de membranas tilacóide nas folhas, pode ser degradado, se houver redução na disponibilidade de P no solo, podendo ser

substituído por glicolídeos e sulfolídeos (VAN MOOY et al., 2006, 2009; BYRNE et al., 2011).

A proporção de P em ácidos ribonucleicos difere entre os tecidos e células, sendo maior principalmente em folhas em expansão, menor nas folhas maduras e muito baixa em folhas senescentes (SUZUKI et al., 2001). A maior concentração de  $P_{RNA}$  em folhas de videiras dos V1 e V2 coletadas nos estágios fenológicos FL, IM e CO, e nas raízes no estágio fenológico RV aconteceu porque parte do P absorvido, em média entre 5 a 15%, foi alocado para a produção de RNA ribossomal (RNA), que é utilizado para a síntese rápida de proteínas (NIKLAS, 2006; SUZUKI et al., 2001).

Normalmente o aumento da concentração de  $P_{RNA}$  está correlacionado com a taxa de crescimento dos tecidos, devido a maior produção de proteínas em virtude da maior disponibilidade de P no solo, assim como a maior taxa de crescimento (NIKLAS, 2006; REEF et al., 2010). O maior volume de proteínas também pode ser considerado uma forma de armazenamento de P nas células (BIELESKI, 1972). Convém destacar que a maior concentração de  $P_{RNA}$  que ocorreu nas videiras do V1 especialmente no FL, comparativamente as plantas do V2, diferentemente do esperado, pode ter ocorrido pela maior transcrição de proteínas carregadoras de P (VANCE et al., 2003; VENEKLAAS et al., 2012), suprimindo a exigências das plantas pelo nutriente (HAMMOND; BROADLEY; WHITE, 2004).

A maior concentração de  $P_{DNA}$  e  $P_{RES}$ , em relação a concentração de  $P_{RNA}$  em todos os órgãos e estágios fenológicos das videiras do V1 e V2, pode ter acontecido porque as frações  $P_{DNA}$  e  $P_{RES}$  são mais recalcitrantes e menos susceptíveis às alterações ao longo do estágio fenológico ou condições de solo. Além disso, alterações na concentração de  $P_{DNA}$  são indesejáveis (HOLFORD 1997; VENEKLAAS et al., 2012). A resposta da forma  $P_{DNA}$  a disponibilidade de P no solo esta ligada ao tamanho do genoma, principalmente do número de regiões “*noncoding*”, que são regiões dentro do genoma onde os genes são controlados (VENEKLAAS et al., 2010). Estes resultados concordam com os obtidos por Bielecki (1972), que verificaram que em *Spirodela oligoriza*, a forma de  $P_{RNA}$  foi 7,5 vezes mais elevada do que a forma  $P_{DNA}$ .

A diminuição da concentração de P total,  $P_{SI}$  e  $P_{RNA}$  nos ramos do ano, folhas e cachos das videiras do V1 e V2 nos estágios fenológicos FL para a CO pode ter acontecido por causa do aumento da produção de massa verde e matéria seca desses órgãos, o que promove diluição das formas de P (RAGHOTHAMA, 2000; MARSCHNER, 2012; CAMARGOS & MURAOKA, 2007). Por outro lado, o aumento



na concentração de  $P_{SO}$  nos ramos do ano das videiras do V1 e V2 coletadas no estágio fenológico RV ocorreu provavelmente porque os ramos do ano, após a colheita passam a acumular P (NEILSEN et al., 2010; MILLARD, 2005).

A redistribuição de P entre os órgãos das videiras do V1 foi verificado pela redução da concentração de  $P_{SI}$  e  $P_{RNA}$  e aumento de  $P_{SO}$  nas raízes coletadas nos estágios fenológicos FL para RV. Isso pode ter acontecido por causa da exportação do P das raízes para as folhas e cachos, sendo acumulado principalmente no vacúolo das células (MARSCHNER, 2012; VENEKLAAS et al. 2012). Assim, o conteúdo de  $P_{SI}$  no vacúolo atua como uma reserva de P capaz de ser mobilizada para manter seu ritmo de crescimento, principalmente das folhas e frutos (BIELESKI & FERGUSON, 1983; FURTINI NETO et al., 1998). Por outro lado, a menor redistribuição de  $P_{SO}$  das raízes para as folhas e cachos das videiras do V2 no estágio fenológico CO para RV, se deve a maior disponibilidade de P no solo. O aumento da concentração de  $P_{SI}$  nas raízes do V2 no RV pode ser atribuído a falta de órgãos dreno de P na planta, como as folhas e frutos (ZAMBROSI et al., 2012). A redistribuição de P das folhas, durante a senescência, para outros órgãos é um processo fisiológico importante para a retenção de P na planta (TAGLIAVINI et al., 1997; RESENDE et al., 2005; MILLARD & GRELET, 2010; ZAMBROSI et al., 2012). O P redistribuído e acumulado em órgãos de reserva, poderá no ciclo seguinte, ser redistribuído para órgãos em crescimento, contribuindo para manutenção da produtividade de uva (POMMER, 2003).

## 5.5 CONCLUSÃO

Nas videiras, o P é acumulado preferencialmente na forma solúvel inorgânica ( $P_{SI}$ ) nas folhas e cachos, coletados no florescimento, início da maturação e colheita, e nas raízes na forma solúvel orgânico ( $P_{SO}$ ), no repouso vegetativo das plantas.

Parte do P solúvel inorgânico ( $P_{SI}$ ) das raízes é redistribuído no florescimento para as folhas e cachos em videiras cultivadas em solo com baixo teor de p disponível.

Videiras cultivadas em solos com alto teor de P disponível acumulam maior quantidade de P solúvel orgânico ( $P_{SO}$ ) nas raízes e tendem a redistribuir menos P solúvel inorgânico ( $P_{SI}$ ) para as folhas e cachos após o florescimento.

Tabela 5.1 - Atributos químicos e físicos, na camada de 0-0,20 m, do solo Argissolo Vermelho distrófico típico do vinhedo 1 (V1) e vinhedo 2 (V2).

	V1	V2
Argila, método da pipeta <sup>(1)</sup> (g kg <sup>-1</sup> )	100,0	150,0
Silte <sup>(1)</sup> (g kg <sup>-1</sup> )	120,0	170,0
Areia <sup>(2)</sup> (g kg <sup>-1</sup> )	780,0	680,0
Matéria orgânica <sup>(3)</sup> (g kg <sup>-1</sup> )	14,0	9,0
pH em água (relação 1:1) <sup>(2)</sup>	5,3	6,5
Cálcio trocável <sup>(4)</sup> (cmol <sub>c</sub> dm <sup>-3</sup> )	1,4	1,9
Magnésio trocável <sup>(4)</sup> (cmol <sub>c</sub> dm <sup>-3</sup> )	0,8	0,6
Alumínio trocável <sup>(4)</sup> (cmol <sub>c</sub> dm <sup>-3</sup> )	0,0	0,0
Fósforo disponível <sup>(5)</sup> (mg dm <sup>-3</sup> )	11,8	34,6
Potássio disponível <sup>(5)</sup> (mg dm <sup>-3</sup> )	100,0	84,0
Capacidade de troca de cátions a pH 7,0 (CTC <sub>pH 7,0</sub> )	4,4	3,7
Saturação por bases (%)	68,1	73,6

<sup>(1)</sup>Método da pipeta (Embrapa, 1997); <sup>(2)</sup>Peneira; <sup>(3)</sup>Determinado segundo Tedesco et al. (1995); <sup>(4)</sup>Extraído por KCl 1 mol L<sup>-1</sup> (Tedesco et al., 1995); <sup>(5)</sup>Extraído por Mehlich-I (Tedesco et al., 1995).

Tabela 5.2 - Médias mensais de precipitação, temperatura do ar e umidade relativa do ar, durante os meses de condução do experimento.

Mês/Ano	Estágio Fenológico	Precipitação (mm)	Temperatura do ar (°C)	Umidade relativa (%)
2014				
Agosto	Início da brotação	184,9	14,5	80,7
Setembro	Brotção	275,6	15,7	76,6
Outubro	Início do florescimento	130,2	19,5	69,7
Novembro	Fim do florescimento	199,3	22,1	71,7
Dezembro	Início da maturação	162,3	25,7	74,5
2015				
Janeiro	Início da colheita	87,28	27,4	73,9
Fevereiro	Fim da colheita e início da queda de folhas	115,5	25,9	69,2
Março	Fim da queda de folhas	124,1	23,5	68,3
Abril	Repouso vegetativo	176,8	20,1	75,6

Tabela 5.3 - Formas de P em órgãos de videiras do vinhedo 1 (V1), cultivadas em solo com baixo teor de P disponível e coletadas no florescimento (FL), início da maturação (IM), colheita (CO) e repouso vegetativo (RV).

Estágio fenológico	Órgãos	P <sub>SI</sub> <sup>(1)</sup>	P <sub>SO</sub>	P <sub>LIP</sub>	P <sub>RNA</sub>	P <sub>DNA</sub>	P <sub>RES</sub>	Total	CV (%)
		P (mg kg <sup>-1</sup> )							
FL	Raízes	729 aB <sup>(2)</sup>	<b>633 aA</b>	60 cC	266 bC	24 cB	38 cB	1751 C	7.38
	Caules	32 aC	80 bD	57 cC	105 bE	25 cB	41 cB	636 E	8.68
	Braços	310 aC	65 cD	57 cC	122 bE	24 dB	26 dB	604 E	9.24
	Esporões	666 aB	47 cC	58 cC	195 bD	22 cB	43 cB	1031 D	19.08
	Ramos do ano	<b>2093 aA</b>	151 bD	191 bB	338 bB	23 cB	34 cB	2831 B	9.45
	Folhas	<b>2050 aA</b>	252 dB	<b>359 cA</b>	<b>626 bA</b>	<b>29 eA</b>	<b>60 eA</b>	<b>3376 A</b>	11.04
	Cachos	<b>1997 aA</b>	212 cB	<b>299 cA</b>	<b>658 bA</b>	<b>31 dA</b>	<b>52 dA</b>	<b>3249 A</b>	11.24
	CV (%)	8.32	13.69	29.16	9.88	12.61	11.76	6.83	
IM	Raízes	582 aB	<b>495 aA</b>	82 cC	242 bB	18 cB	109 cB	1529 B	10.03
	Caules	408 aC	316 bB	84 cC	129 cD	15 cB	83 cC	1036 C	10.12
	Braços	419 aC	96 bC	91 bC	127 bD	16 cB	74 bC	824 D	7.06
	Esporões	648 aB	131 bC	128 bB	135 bD	17 bB	108 bB	1168 C	11.42
	Ramos do ano	<b>806 aA</b>	298 bB	<b>176 bA</b>	192 bC	17 cB	181 bA	1672 B	8.11
	Folhas	<b>917 aA</b>	350 cB	<b>206 aA</b>	<b>460 bA</b>	<b>50 eA</b>	<b>165 dA</b>	<b>2149 A</b>	11.26
	Cachos	<b>1046 aA</b>	<b>521 bA</b>	<b>207 cA</b>	223 cB	21 dB	125 cB	<b>2144 A</b>	9.04
	CV (%)	12.6	13.96	18.33	12.96	14.42	12.33	6.64	
CO	Raízes	432 bB	<b>574 aA</b>	152 cB	239 cC	32 dB	54 dC	1484 C	16.92
	Caules	258 aB	152 bD	104 dB	304 aC	32 dB	32 dC	882 E	10.7
	Braços	298 aB	167 bD	114 cB	226 bC	32 dB	37 dC	876 E	4.99
	Esporões	391 aB	247 bC	127 cB	304 bC	35 cB	37 cC	1141 D	26.24
	Ramos do ano	<b>662 aA</b>	318 bB	157 cB	381 bB	36 dB	25 dB	1580 C	10.45
	Folhas	<b>768 aA</b>	193 dD	<b>378 cA</b>	<b>555 bA</b>	<b>54 dA</b>	<b>98 dA</b>	<b>2047 A</b>	16.17
	Cachos	<b>761 aA</b>	300 cB	227 cB	444 bB	<b>53 dA</b>	49 dB	1835 B	12.06
	CV (%)	18.34	13.23	14.21	6.96	8.52	13.53	8.74	
RV	Raízes	299 bB	<b>605 aA</b>	79 cA	<b>147 cA</b>	31 cA	69 cA	<b>1231 A</b>	12.44
	Caules	235 bB	398 aB	70 cA	62 cB	28 cA	58 cA	852 B	21.19
	Braços	302 bB	403 aB	67 cA	60 cB	21 cA	58 cA	913 B	13.81
	Esporões	387 aB	332 aB	90 bA	84 bB	27 bA	68 bA	987 B	15.04
	Ramos do ano	<b>618 aA</b>	<b>512 bA</b>	102 cA	81 cB	27 cA	70 cA	<b>1411 A</b>	14.31
	CV (%)	17.2	9.54	18.62	15.03	10.82	11.35	8.97	

<sup>(1)</sup> P<sub>SI</sub> = P solúvel inorgânico; P<sub>SO</sub> = P solúvel orgânico; P<sub>LIP</sub> = P lipídico; P<sub>RNA</sub> = P associado ao RNA; P<sub>DNA</sub> = P associado ao DNA e P<sub>RES</sub> = P residual. <sup>(2)</sup> Médias seguidas pela mesma letra, minúsculas na linha e maiúsculas na coluna no mesmo estágio fenológico não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade de erro. Valores em negrito são os maiores valores de cada fracção dentro de cada órgão e estágio fenológico. CV % = Coeficiente de variação.

Tabela 5.4 - Formas de P em órgãos de videiras do vinhedo 2 (V2), cultivadas em solo com alto teor de P disponível e coletadas no florescimento (FL), início da maturação (IM), colheita (CO) e repouso vegetativo (RV).

Estágio fenológico	Órgãos	P <sub>SI</sub> <sup>(1)</sup>	P <sub>SO</sub>	P <sub>LIP</sub>	P <sub>RNA</sub>	P <sub>DNA</sub>	P <sub>RES</sub>	Total	CV (%)
P (mg kg <sup>-1</sup> )									
FL	Raízes	675 aB <sup>(2)</sup>	<b>551 bA</b>	70 dC	148 cC	24 dA	35 dB	1504 D	7.38
	Caules	486 aC	394 bB	75 cC	105 cC	27 dA	25 dC	1112 E	8.68
	Braços	434 aC	216 bC	70 cC	108 cC	27 dA	26 dC	881 F	9.24
	Esporões	754 aB	152 bC	98 bC	111 bC	31 bA	36 dB	1182 E	19.08
	Ramos do ano	<b>2129 aA</b>	189 bC	302 bB	210 bB	24 cA	24 cC	2878 C	9.45
	Folhas	<b>2002 aA</b>	184 cC	<b>405 bA</b>	<b>507 bA</b>	26 cA	<b>62 cA</b>	3186 B	11.04
	Cachos	<b>2037 aA</b>	<b>500bA</b>	<b>437 bA</b>	<b>543 bA</b>	25 cA	<b>61 cA</b>	<b>3604 A</b>	11.24
	CV (%)	8.32	13.69	29.16	9.88	12.61	11.76	6.83	
IM	Raízes	398 bC	<b>624 aA</b>	87 dC	256 cB	34 dC	104 dB	1503 C	10.03
	Caules	312 aC	153 bD	85 cC	147 bC	33 dC	46 dC	777 E	10.12
	Braços	313 aC	171 bD	101cC	146 bC	45 dB	56 dC	832 E	7.06
	Esporões	477 aC	141 bD	86 cB	181 bB	36 cC	71 cC	993 D	11.42
	Ramos do ano	706 aB	350 bC	152 cB	202 cB	40 dB	101 dB	1552 C	8.11
	Folhas	<b>936 aA</b>	334 cC	<b>237 cA</b>	<b>581 bA</b>	<b>63 dA</b>	<b>160 dA</b>	<b>2309 A</b>	11.26
	Cachos	<b>1000 aA</b>	455 bB	<b>205 cA</b>	246 cB	47 dB	112 dB	2065 B	9.04
	CV (%)	12.6	13.96	18.33	12.96	14.42	12.33	6.64	
CO	Raízes	353 bC	<b>631 aA</b>	145 cD	170 cD	36 dB	56 dB	1391 C	16.92
	Caules	356 aC	281 bB	144 cD	185 cD	32 dB	44 dC	1044 D	10.7
	Braços	315 aC	151 cC	141 cD	228 bC	32 dB	30 dD	898 D	4.99
	Esporões	383 aC	216 bC	136 cD	248 bC	34 cB	39 cC	1056 D	26.24
	Ramos do ano	879 aB	432 bB	208 cC	252 cC	32 dB	29 dD	1833 B	10.45
	Folhas	<b>1719 aA</b>	275 bB	<b>463 bA</b>	<b>472 bA</b>	<b>51 cA</b>	<b>78 cA</b>	<b>3057 A</b>	16.17
	Cachos	877 aB	438 bB	297 cB	325 cB	<b>48 dA</b>	26 dD	2011 B	12.06
	CV (%)	18.34	13.23	14.21	6.96	8.52	13.53	8.74	
IM	Raízes	515 bB	<b>1140 aA</b>	107 cA	<b>197 cA</b>	<b>40 cA</b>	<b>106 cA</b>	<b>2104 A</b>	12.44
	Caules	360 bC	652 aB	76 cA	86 cB	29 cB	87 cB	1291 C	21.19
	Braços	322 bC	501 aC	84 cA	67 cB	23 cB	78 cB	1076 D	13.81
	Esporões	556 aB	542 aC	100 bA	97 bB	28 bB	75 bB	1399 C	15.04
	Ramos do ano	<b>707 aA</b>	623 aB	132 bA	121 bB	31 bB	69 bB	1683 B	14.31
	CV (%)	17.2	9.54	18.62	15.03	10.82	11.35	8.97	

<sup>(1)</sup> P<sub>SI</sub> = P solúvel inorgânico; P<sub>SO</sub> = P solúvel orgânico; P<sub>LIP</sub> = P lipídico; P<sub>RNA</sub> = P associado ao RNA; P<sub>DNA</sub> = P associado ao DNA e P<sub>RES</sub> = P residual. <sup>(2)</sup> Médias seguidas pela mesma letra, minúsculas na linha e maiúsculas na coluna no mesmo estágio fenológico, não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade de erro. Valores em negrito são os maiores valores de cada fracção dentro de cada órgão e estágio fenológico. CV % = Coeficiente de variação.

Tabela 5.5 - Contrastes ortogonais das formas de P em órgãos de videiras do vinhedo 1 (V1) e vinhedo 2 (V2), respectivamente, cultivadas em solo com baixo e alto teor de P disponível no solo e coletadas no florescimento (FL), início da maturação (IM), colheita (CO) e repouso vegetativo (RV).

Órgãos	P <sub>SI</sub> <sup>(1)</sup>	P <sub>SO</sub>	P <sub>LIP</sub>	P <sub>RNA</sub>	P <sub>DNA</sub>	P <sub>RES</sub>	Total
FL							
Raízes	ns <sup>(2)</sup>	ns	ns	*	ns	ns	ns
Caules	**	*	ns	ns	ns	ns	*
Braços	*	**	ns	ns	ns	ns	*
Esporões	ns	***	ns	**	ns	ns	ns
Ramos do ano	ns	ns	**	*	ns	ns	ns
Folhas	ns	ns	ns	***	ns	ns	ns
Cachos	ns	*	ns	***	ns	ns	ns
IM							
Raízes	ns	***	ns	ns	*	ns	ns
Caules	ns	**	ns	ns	*	**	***
Braços	ns	ns	ns	ns	*	***	ns
Esporões	ns	ns	ns	ns	*	**	ns
Ramos do ano	ns	ns	ns	ns	*	*	ns
Folhas	ns	ns	ns	***	ns	ns	ns
Cachos	ns	ns	ns	ns	*	ns	ns
CO							
Raízes	ns	ns	ns	***	ns	ns	ns
Caules	ns	***	ns	*	ns	ns	ns
Braços	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
Esporões	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
Ramos do ano	ns	ns	ns	*	ns	ns	ns
Folhas	*	ns	ns	ns	ns	ns	*
Cachos	ns	ns	ns	***	ns	ns	ns
RV							
Raízes	ns	*	ns	ns	***	**	*
Caules	***	*	ns	ns	ns	***	*
Braços	ns	ns	ns	ns	ns	**	***
Esporões	ns	*	ns	ns	ns	ns	**
Ramos do ano	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns

<sup>(1)</sup> P<sub>SI</sub> = P solúvel inorgânico; P<sub>SO</sub> = P solúvel orgânico; P<sub>LIP</sub> = P lipídico; P<sub>RNA</sub> = P associado ao RNA; P<sub>DNA</sub> = P associado ao DNA e P<sub>RES</sub> = P residual. <sup>(2)</sup> ns = não significativo; \* = Significativo a 5%; \*\* = significativo a 1%; \*\*\* = significativo a 0,1%.

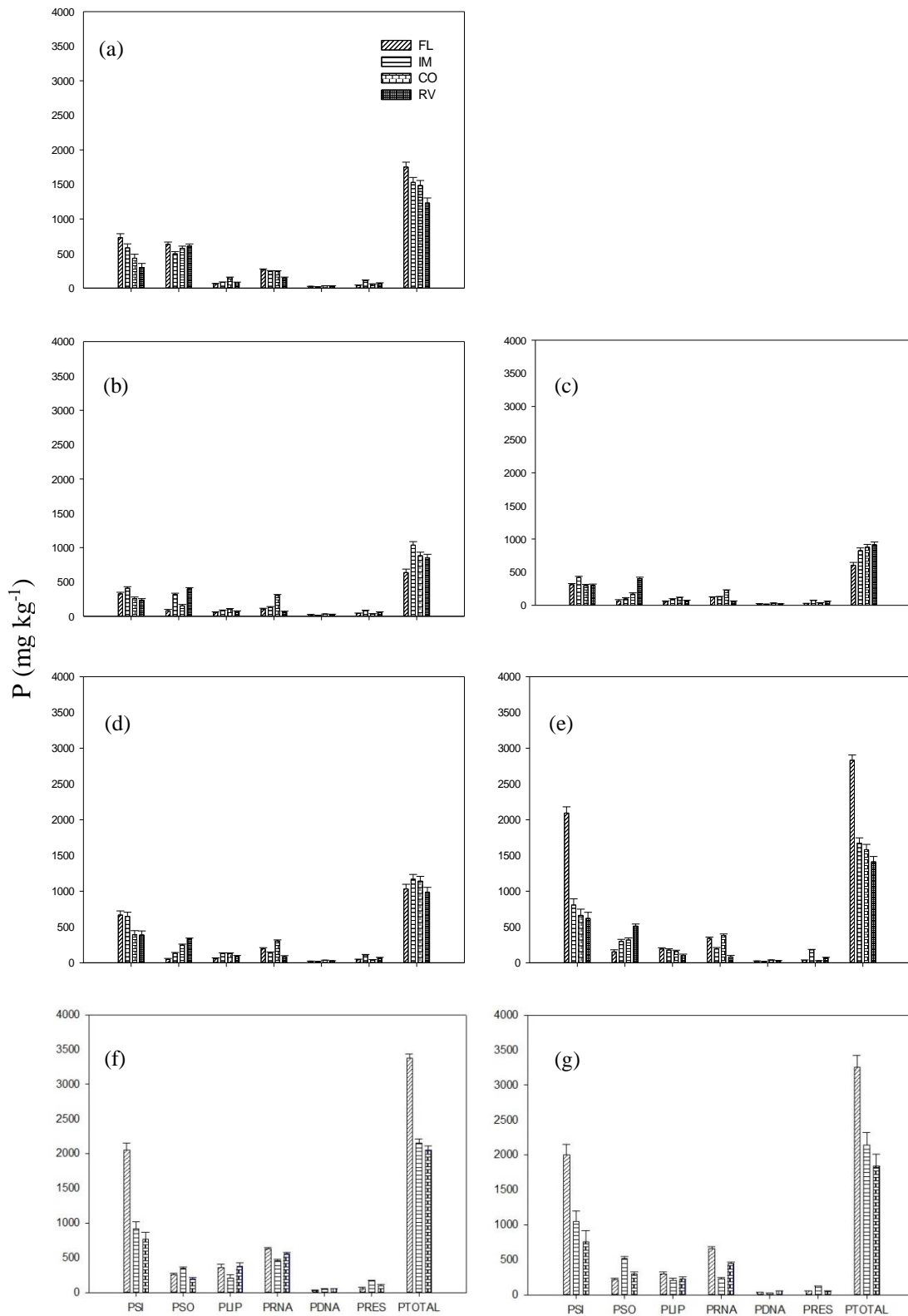


Figura 5.1- Distribuição de formas de P em órgãos de videiras do vinhedo 1 (V1), cultivadas em solo com baixo teor de P disponível e coletadas no florescimento (FL), início da maturação (IM), colheita (CO) e repouso vegetativo (RV). ( $P_{SI}$  = P solúvel inorgânico;  $P_{SO}$  = P solúvel orgânico;  $P_{LIP}$  = P lipídico;  $P_{RNA}$  = P associado ao RNA;  $P_{DNA}$  = P associado ao DNA;  $P_{RES}$  = P residual; a = Raízes; b = Caules; c = Ramos de mais de um ano; d = esporões; e = Ramos do ano; f = Folhas; g = Cachos). As barras verticais indicam o erro padrão da média de seis repetições.

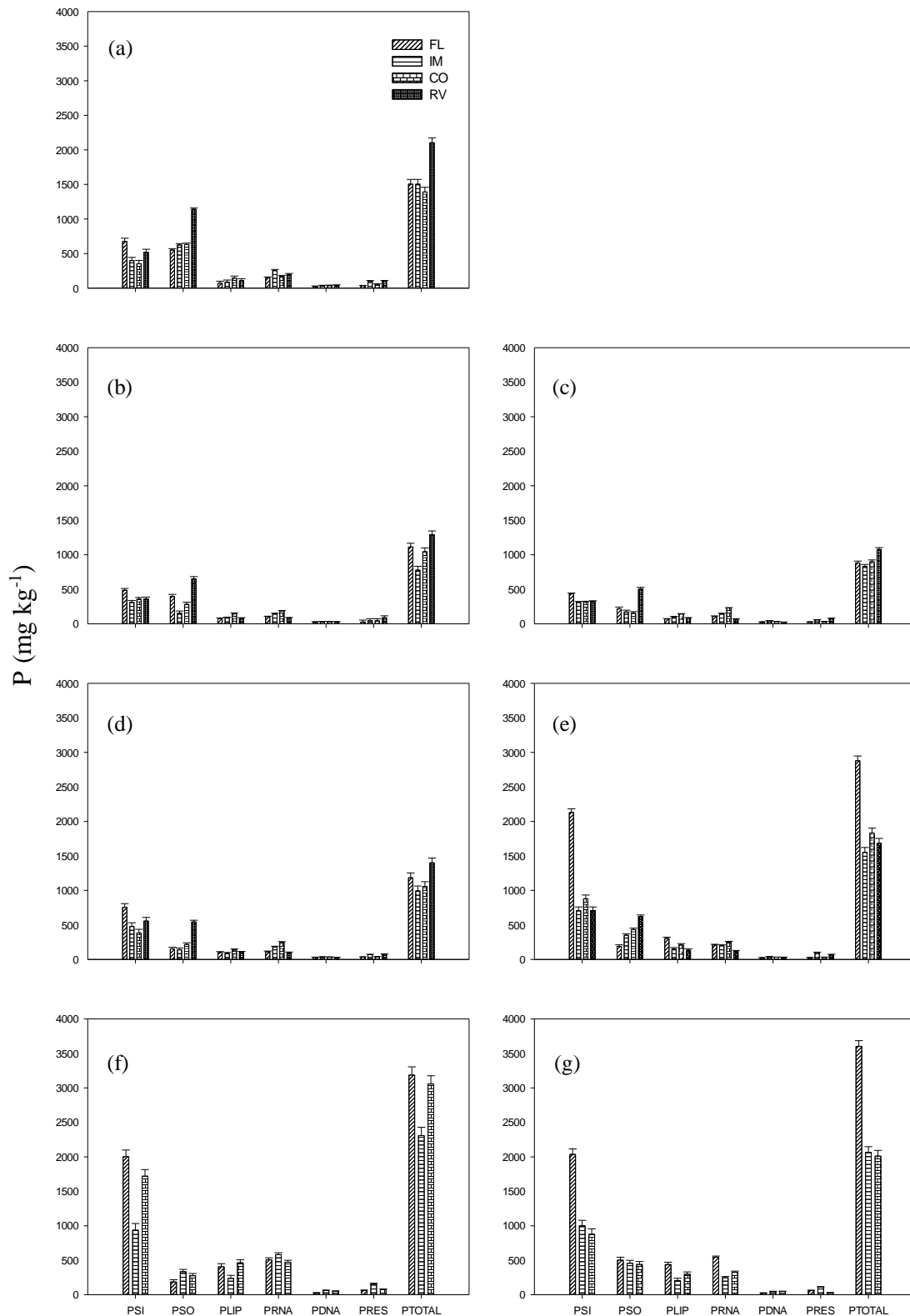


Figura 5.2 - Distribuição de formas de P em órgãos de videiras do vinhedo 2 (V2), cultivadas em solo com alto teor de P disponível e coletadas no florescimento (FL), início da maturação (IM), colheita (CO) e repouso vegetativo (RV). (P<sub>SI</sub> = P solúvel inorgânico; P<sub>SO</sub> = P solúvel orgânico; P<sub>LIP</sub> = P lipídico; P<sub>RNA</sub> = P associado ao RNA; P<sub>DNA</sub> = P associado ao DNA; P<sub>RES</sub> = P residual; a = Raízes; b = Caules; c = Ramos de mais de um ano; d = esporões; e = Ramos do ano; f = Folhas; g = Cachos). As barras verticais indicam o erro padrão da média de seis repetições.



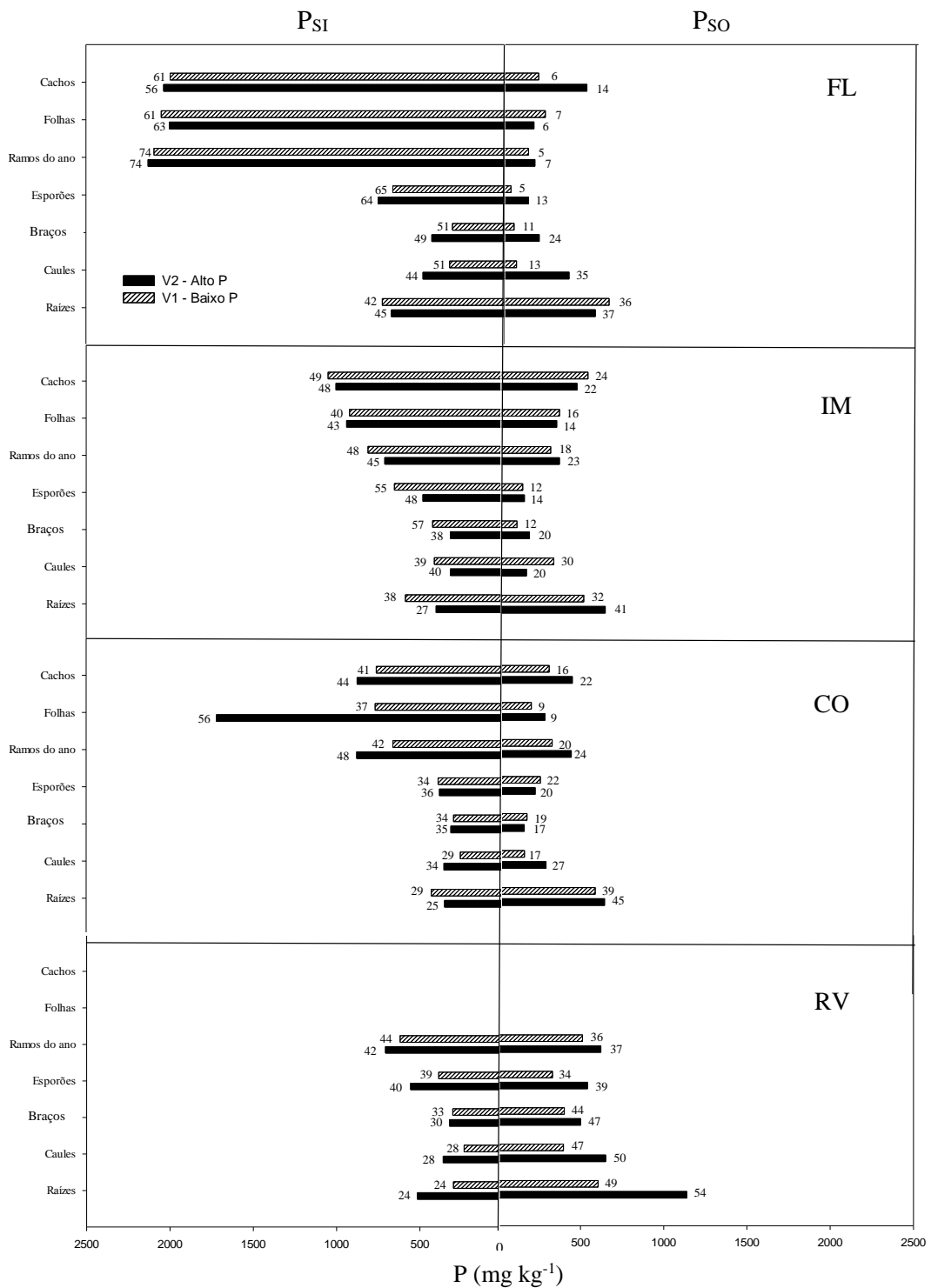


Figura 5.3 - Redistribuição da concentração de P inorgânico ( $P_{Si}$ ) e orgânico ( $P_{So}$ ) em órgãos de videiras do vinhedo 1 (V1) e vinhedo 2 (V2), coletadas em quatro estágios fenológicos, florescimento (FL), início da maturação (IM), colheita (CO) e repouso vegetativo (RE). Valores ao lado de cada barra vertical são em porcentagem.

Tabela 5.6 - Matéria seca de órgãos de videiras dos vinhedos V1 e V2, coletadas em quatro estágios fenológicos, florescimento (FL), início da maturação (IM), colheita (CO) e repouso vegetativo (RV).

Vinhedo	Órgãos	Estágio fenológico			
		FL	IM	CO	RV
		kg planta <sup>-1</sup>			
VI	Raízes	0,748 a <sup>(1)</sup>	0,618 b	1,006 a	0,881 a
	Caules	0,563 a	0,474 b	0,561 a	0,624 b
	Braços	0,803 a	1,142 a	0,875 a	1,285 b
	Esporões	0,044 a	0,048 a	0,071 a	0,085 a
	Ramos do ano	0,038 a	0,278 a	0,321 a	0,276 b
	Folhas	0,102 a	0,499 a	0,495 a	-
	Cachos	0,010 a	0,396 a	1,051 a	-
	Total	2,308 a	3,455 a	4,380 a	3,151 b
	CV (%)	13,18	13,03	11,93	12,73
V2	Raízes	0,461 a	0,857 a	0,704 b	0,697 b
	Caules	0,428 b	0,652 a	0,520 a	0,943 a
	Braços	0,718 a	1,055 a	0,920 a	1,872 a
	Esporões	0,045 a	0,055 a	0,034 b	0,085 a
	Ramos do ano	0,025 b	0,256 a	0,239 a	0,466 a
	Folhas	0,048 b	0,290 b	0,273 b	-
	Cachos	0,006 A	0,362 A	0,786 A	-
	Total	1,731 b	3,527 a	3,476 b	4,063 a
	CV (%)	11,71	14,52	11,93	13,07

<sup>(1)</sup>Médias seguidas pela mesma letra minúscula na coluna entre os vinhedos não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade de erro.

## **6. FORMAS DE FÓSFORO EM FOLHAS E SUAS RELAÇÕES COM PARÂMETROS PRODUTIVOS E ENOLÓGICOS EM VIDEIRAS CULTIVADAS EM SOLOS COM TEORES DE FÓSFORO DISPONÍVEL**

### **RESUMO**

O incremento de P disponível no solo pode incrementar os teores de formas de P em folhas de videiras, que podem possuir relação com parâmetros produtivos e enológicos no mosto. O estudo objetivou avaliar o acúmulo de formas de P em folhas de videiras e a relação dessas formas com parâmetros produtivos e enológicos, em videiras em produção cultivadas em solos com diferentes teores de P disponível no solo. O estudo foi realizado em vinhedos instalados em Santana do Livramento (RS), região Sul do Brasil. O estudo foi composto por dois experimentos. O experimento 1 foi realizado em dois vinhedos da cultivar Tannat, sendo que o vinhedo 1 (V1) continha 11,8 mg P kg<sup>-1</sup> e vinhedo 2 (V2) com 34,6 mg P kg<sup>-1</sup>. O experimento 2 foi realizado em dois vinhedos da cultivar Cabernet Franc, sendo o vinhedo 1 (V1) com 16,0 mg P kg<sup>-1</sup> e vinhedo 2 (V2) com 37,0 mg P kg<sup>-1</sup>. Foram coletas dez folhas completas em cada planta, opostas ao primeiro cacho no florescimento (FL) e no início da maturação (IM). As folhas foram secas, moídas e preparadas para a análise de formas de P no tecido: P solúvel inorgânico em ácido (P<sub>SI</sub>), P solúvel orgânico em ácido (P<sub>SO</sub>), P lipídico (P<sub>LIP</sub>), P associado ao RNA (P<sub>RNA</sub>), P associado ao DNA (P<sub>DNA</sub>) e P residual (P<sub>RES</sub>). Na colheita foi determinado a produtividade (PT) dos vinhedos e oito cachos por planta foram reservados. Posteriormente, em cada cacho foi contado o número de bagas (NB) e determinado o peso de 100 bagas (PB). Parte das bagas foram amassadas manualmente e no mosto foi analisado os sólidos solúveis totais (SST), pH, acidez total titulável (AT), polifenóis totais (PF) e antocianinas totais (AC). O incremento do teor de P disponível no solo aumentou a PT nos dois experimentos e os teores de PF e AC no experimento 1. Nos dois experimentos, no FL, as videiras do V2 acumularam maior teor de P<sub>TOTAL</sub> e formas de P<sub>SI</sub> e P<sub>SO</sub> em folhas. O P<sub>TOTAL</sub> e suas formas bioquímicas em folhas coletadas no FL e no IM não possuíram relação com parâmetros produtivos nos dois experimentos. O teor de P<sub>TOTAL</sub> em folhas no FL e IM apresentou relação com o teor de AC no mosto no experimento 1.

**Palavras chaves:** Adubação fosfatada, produção de uva, mosto, fracionamento químico de P no tecido, *Vitis vinifera* L.

## **ABSTRACT**

The increase in available P in soil can increase the levels of P forms in grapevine leaves, which may have relationship with productive and enological parameters in the wort. The study aimed to evaluate the accumulation of P forms in leaves of grapevines and the relationship of these forms with productive and enological parameters on grapevines in production grown in soils with different levels of available P in the soil. The study was conducted in vineyards installed in Santana do Livramento (RS), Southern Brazil. The study consisted of two experiments. The experiment 1 was performed in two grapevines of the cultivar Tannat, vineyard 1 (V1) containing 11.8 kg P mg<sup>-1</sup> and vineyard 2 (V2) with 34.6 mg P kg<sup>-1</sup>. Experiment 2 was conducted in two grapevines of the cultivar Cabernet Franc, vineyard 1 (V1) containing 16.0 mg P kg<sup>-1</sup> and vineyard 2 (V2) with 37.0 mg P kg<sup>-1</sup>. Ten full leaves were collected at each plant, opposite to the first cluster in the flowering (F) and early maturation (EM). The leaves were dried, milled and prepared for analysis of P forms in the tissue: acid-soluble inorganic P (P<sub>SI</sub>), acid-soluble organic P (P<sub>SO</sub>) (by difference between T<sub>SP</sub> and P<sub>SI</sub>), phospholipids P (P<sub>LIP</sub>), P associated with RNA (P<sub>RNA</sub>), P associated with DNA (P<sub>DNA</sub>) and residual P (P<sub>RES</sub>). inorganic soluble P in acid (P<sub>IS</sub>), organic soluble P in acid (P<sub>OS</sub>), lipidic P (P<sub>LIP</sub>), P associated with RNA (P<sub>RNA</sub>), P associated with DNA (P<sub>DNA</sub>) and residual P (P<sub>RES</sub>). At harvest was determined productivity (PT) of vineyards eight bunches per plant were reserved. Subsequently, in each cluster were counted number of berries (NB) and the determined weight of 100 berries (PB). Part of the grapes were crushed manually in the wort was analyzed the total soluble solids (TSS), pH, titratable acidity (TA), total polyphenols (PF) and anthocyanins (AC). The increase in the P content available in the soil increased PT in both experiments and the PF and AC contents in experiment 1. In both experiments, the FL, the vines V2 accumulated more P<sub>total</sub> levels and forms of P<sub>IS</sub> and P<sub>OS</sub> in leaves. The P<sub>total</sub> and their biochemical forms in leaves collected in the F and EM showed no relation with production parameters in both experiments. The P<sub>total</sub> levels in leaves in F and EM were related to the AC content in the must in experiment 1.

**Key words:** phosphorus fertilization, grape production, must, chemical fractionation of

P in the tissue, *Vitis vinifera* L.

## 6.1. INTRODUÇÃO

Os solos da região da Campanha Gaúcha do Rio Grande do Sul (RS), incorporados ao sistema de produção de uvas normalmente são localizados em relevo suave ondulado, são arenosos, possuem baixos teores de matéria orgânica e de óxidos, e baixa disponibilidade natural de nutrientes (BRUNETTO et al., 2013). Por isso, normalmente é necessária a aplicação de nutrientes, como o fósforo (P) na adubação de pré-plantio e produção. Na adubação de pré-plantio algumas vezes as doses de P são definidas e aplicadas sem critérios técnicos, incrementando os teores de P disponível no solo, muito acima da necessidade das videiras (SCHMITT et al., 2014). Mas, em alguns casos, mesmos com a definição da necessidade e dose de P com base na recomendação oficial para a videira, que é estabelecida com base no teor de P disponível no solo e teor de argila (CQFS-RS/SC, 2004), as quantidades de P aplicadas no solo podem incrementar o teor de P muito acima do nível crítico à videira. Isso pode acontecer porque os solos arenosos possuem baixo poder tampão de P (BRUNETTO et al., 2013) e as doses estabelecidas de P nos sistemas de recomendação representam uma média para uma grande diversidade de tipos de solos (SCHMITT et al., 2014).

Na adubação de produção de videiras a necessidade e dose de P é estabelecida com base no teor de P total em folhas coletadas na mudança da cor das bagas e na expectativa de produtividade (BRUNETTO et al., 2015). Isso é adotado porque se acredita que com o incremento do teor de P disponível no solo acontece um incremento do teor de P no interior da planta, diagnosticado pela análise da folha, já que é um órgão anual com intensa divisão celular e incremento de matéria seca em estágios de crescimento vegetativo e produção (LORENSINI et al., 2015). Com o aumento da produção se espera impacto sobre parâmetros enológicos, como sólidos solúveis totais (SST), pH, acidez total titulável (AT), ácidos orgânicos, entre eles, ácidos tartárico e málico, polifenóis totais (PF) e antocianinas (AC) (ROCHA & GUERRA, 2008; BRUNETTO et al., 2009; Zalamanena et al., 2013; ROCHA et al., 2015).

O teor de P total em folhas de videiras nem sempre possui relação com a produtividade de uva (TECCHIO et al., 2006; BRUNETTO et al., 2009) ou mesmo com parâmetros enológicos (HILBERT et al., 2003; SIERRA & ALFARO, 2008). Isso pode acontecer porque as folhas usadas para a análise de P total são coletadas na mudança da cor,

que é um estágio fenológico de pequena emissão de raízes jovens, que são brancas, finas e mais ativas para a absorção de água e nutrientes, entre eles o P; e órgãos da parte aérea das videiras, como as folhas, apresentam pequena divisão celular e incremento de matéria seca, não sendo dreno de P (KLEIN et al., 2000; TECCHIO et al., 2007). Além disso, pode acontecer a diluição de P em folhas e parte do P contido em folhas pode ser redistribuído para os cachos, que apresentam incremento de matéria seca e, por isso, são drenos de nutrientes (ZAMBROSI et al., 2012) ou mesmo para os órgãos perenes de reserva, como ramos de mais de um ano, caule e, especialmente, raízes (LIMA et al., 2011). Por tudo isso, se espera que na mudança da cor das bagas o teor de P contido nas folhas seja pequeno, dificultando o seu diagnóstico ou sua relação com parâmetros produtivos ou enológicos. Por isso, se acredita que a coleta das folhas no florescimento seja mais adequada, porque as videiras possuem intensa emissão de raízes jovens, absorção e acúmulo de P em folhas, que são drenos de nutrientes, o que favorece o diagnóstico do teor de P (TECCHIO et al., 2007).

Por outro lado, pode ser que a falta de relação entre o teor de P total em folhas e parâmetros de produtividade e enológicos seja atribuído a análise do total do nutriente no tecido. Isso porque, as plantas podem absorver e acumular em órgãos de crescimento nutrientes, como o P, em quantidade acima da sua necessidade, representando o consumo de luxo (LAMBERS et al., 2010; VENEKLAAS et al., 2012). Por isso, o mais adequado seria a análise de formas bioquímicas de P no tecido, como P solúvel total em ácido ( $P_{ST}$ ), P solúvel inorgânico em ácido ( $P_{SI}$ ), P solúvel orgânico em ácido ( $P_{SO}$ ) (por diferença entre  $P_{ST}$  e  $P_{SI}$ ), P lipídico ( $P_{LIP}$ ), P associado ao RNA ( $P_{RNA}$ ), P associado ao DNA ( $P_{DNA}$ ) e P residual ( $P_{RES}$ ) (BYRNE et al., 2011; VENEKLAAS et al., 2012). Isso porque, se acredita que os teores de formas de P no tecido em órgãos diagnóstico, como as folhas, podem ser alterado de acordo com a disponibilidade de P disponível no solo e época de coleta do tecido. No entanto, isso ainda não é conhecido na literatura.

O estudo objetivou avaliar a concentração de formas de P em folhas de videiras e a relação das formas com os parâmetros produtivos e enológicos, em videiras em produção cultivadas em solos com diferentes teores de P disponível no solo.

## 6.2. MATERIAL E MÉTODOS

### 6.2.1. Caracterização da área experimental

O estudo foi conduzido de agosto de 2014 a março de 2015 em quatro vinhedos, em Santana do Livramento, região da Campanha Gaúcha do Rio Grande do Sul (RS) (Latitude 30° 49' 8" S e Longitude 55° 27' 3" W). O solo dos vinhedos é um Argissolo Vermelho distrófico típico (EMBRAPA, 2013), derivado de arenito Botucatu com alto teor de silício (EMBRAPA, 2013). O relevo dos vinhedos é suavemente ondulado, com declividade aproximada de 12%. As características físicas e químicas dos solos dos quatro vinhedos são apresentadas na Tabela 6.1. O clima é subtropical úmido, tipo Cfa, segundo a classificação de Köppen, que se caracteriza por temperaturas amenas e chuvas com pouca variação ao longo do ano. A precipitação média anual é de 1.600 mm. A temperatura do mês mais quente, janeiro é de 23,8°C e a média no mês mais frio, julho é de 12,4°C. A insolação anual é de aproximadamente 2.500 horas. Os estágios fenológicos, valores médios mensais de precipitação, temperatura, umidade do ar e insolação observados ao longo do estudo são apresentados na Tabela 6.2. Nas entrelinhas das videiras predominavam a pensacola (*Paspalum Notatum*), o pega pega, (*Desmodium Affine* Schltdl.) e o azevém (*Lolium Multiflorum*). Estas plantas foram roçadas a cada 21 dias durante o período produtivos e os resíduos foram depositados sobre a superfície do solo. No dois experimentos foram realizadas duas irrigações semanais, usando gotejadores, nos meses de novembro até janeiro, totalizando a adição de 22 mm de água por semana planta<sup>-1</sup>.

### 6.2.2. Tratamentos

O estudo foi composto por dois experimentos. O experimento 1 foi realizado em dois vinhedos (V1 e V2) da cultivar Tannat (*Vitis vinífera* L.), com teores diferentes de P disponível (extraído por Mehlich-1 - HCl 0,05 mol L<sup>-1</sup> + H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0,0125 mol L<sup>-1</sup>). O solo do V1 continha 11,8 mg P kg<sup>-1</sup> (interpretado como baixo, em um solo 15% de argila) e solo do V2 possuía 34,6 mg P kg<sup>-1</sup> (interpretado como alto, em um solo com 10% de argila) (CQFS-RS/SC, 2004). O experimento 2 foi realizado em dois vinhedos (V1 e V2) da cultivar Cabernet Franc (*Vitis vinífera* L.). O solo do V1 continha 16,0 mg P kg<sup>-1</sup> (interpretado como médio, em um solo 10% de argila) e V2 possuía 37,0 mg P kg<sup>-1</sup> (interpretado como alto, em um solo com 10% de argila) (CQFS-RS/SC, 2004).

No experimento 1, o V1 foi instalado em 2004 e o V2 em 2003. No experimento 2, o V1 foi implantado em 1996 e o V2 em 1999. As videiras dos dois experimentos foram enxertadas sobre o porta-enxerto SO4 (*Vitis berlandieri* x *Vitis riparia*), na densidade de

2525 plantas por hectare (1,20 x 3,30 m). O sistema de condução foi espaldeira nos vinhedos dos dois experimentos. A poda seca foi mista deixando-se em média 2 varas planta<sup>-1</sup> com 8 gemas vara<sup>-1</sup> e 8 esporões planta<sup>-1</sup> com 3 gemas esporão<sup>-1</sup>, totalizando 40 gemas planta<sup>-1</sup>. O delineamento experimental de cada um dos experimentos foi de blocos ao acaso, com três repetições. Cada repetição foi formada por cinco plantas, sendo as três videiras centrais avaliadas. Durante a condução dos experimentos, as videiras foram submetidas à aplicação de fertilizantes (exceto P), 40 kg N ha<sup>-1</sup> (fonte uréia) e 20 kg K<sub>2</sub>O ha<sup>-1</sup> (fonte KCl), de acordo com a recomendação estabelecida pela CQFS-RS/SC (2004).

### **6.2.3. Coleta de folhas**

No florescimento (FL) (12/10/2014), quando 50% das flores estavam abertas e no início da maturação (IM) (20/12/2014), equivalente a mudança de cor das bagas, quando 50% das bagas mudaram de coloração (BAILLOD & BAGGIOLINI, 1993), foram coletadas dez folhas completas em cada planta, opostas ao primeiro cacho, contando a partir do ápice do ramo produtivo. As folhas foram secas em estufa com ar forçado com temperatura de 65°C até massa constante. As folhas foram moídas em moinho tipo Willey, o tecido foi passado em peneira com malha de 2 mm e reservado para a análise de formas de P no tecido.

### **6.2.4. Fracionamento químico de P em folhas**

O tecido das folhas foi submetido ao fracionamento químico de P, conforme metodologia proposta por Miyachi & Tamiya (1961), adaptado de Schimidt & Thannhauser (1945) e com adaptações realizadas por Casali et al. (2011). As formas de P obtidas foram: P solúvel total em ácido (P<sub>ST</sub>), P solúvel inorgânico em ácido (P<sub>SI</sub>), P solúvel orgânico em ácido (P<sub>SO</sub>) (por diferença entre P<sub>ST</sub> e P<sub>SI</sub>), P lipídico (P<sub>LIP</sub>), P associado ao RNA (P<sub>RNA</sub>), P associado ao DNA (P<sub>DNA</sub>) e P residual (P<sub>PRES</sub>). Para isso, foi pesado 0,2 g de matéria seca em triplicata. A matéria seca foi adicionada em tubos falcon de fundo arredondado com capacidade de 15 mL. Imediatamente após, foi adicionado 10 ml de HClO<sub>4</sub> 0,2 mol L<sup>-1</sup>. Logo depois, os tubos foram agitados manualmente por 5 minutos e imediatamente centrifugados por 10 minutos à 5.000 xg. O sobrenadante foi filtrado em filtro quantitativo com poros de 8 microns. Em seguida, o tecido recebeu 5



mL de  $\text{HClO}_4$   $0,2 \text{ mol L}^{-1}$ , repetindo-se o processo de centrifugação e filtragem. Após os sobrenadantes foram unidos e deste extrato retirou-se 2 mL para determinação do  $\text{P}_{\text{ST}}$  por meio de digestão com 2 mL  $\text{H}_2\text{SO}_4$  concentrado e 1 mL  $\text{H}_2\text{O}_2$  30%, em bloco digestor. Do mesmo extrato foi realizada a análise direta do teor de P, através da metodologia descrita por Murphy & Riley (1962), onde foi obtido o  $\text{P}_{\text{SI}}$ . Por diferença entre o  $\text{P}_{\text{ST}}$  e o  $\text{P}_{\text{SI}}$ , foi obtido a forma de  $\text{P}_{\text{SO}}$ . A amostra de tecido remanescente da primeira extração permaneceu em repouso em tubos falcon com capacidade de 15 mL. Nesta amostra foi adicionado 6 mL da solução etanol + éter + clorofórmio (E + E + C) na proporção 2:2:1, respectivamente, permanecendo em banho-maria por 1 hora a  $50^\circ\text{C}$ . Em seguida, as amostras de tecido com E + E + C foram centrifugadas por 10 minutos a  $5.000\text{g}$  e o sobrenadante reservado em erlenmeyer de 50 mL. Imediatamente, após foi adicionado 4 ml de éter frio ( $4^\circ\text{C}$ ) nas amostras de tecido remanescente no tubo falcon. A centrifugação foi repetida e o extrato da 2ª centrifugação foi unido com o extrato da 1ª centrifugação, em erlenmeyer com capacidade de 25 mL. O extrato do erlenmeyer permaneceu em repouso para facilitar a evaporação do éter durante 24 horas em capela com extração de ar e 3 horas em estufa com circulação de ar forçado a  $27^\circ\text{C}$ . Para repor o éter evaporado do extrato foi adicionado 6 mL de água destilada. Deste extrato final foi extraído 2 mL para a determinação do  $\text{P}_{\text{LIP}}$ , que foi digerido com 2 mL  $\text{H}_2\text{SO}_4$  concentrado e 2 mL  $\text{H}_2\text{O}_2$  30% em bloco digestor, usando tubos de digestão com capacidade de 50 mL. Na sequência do fracionamento, as amostras de tecido remanescentes da extração com E + E + C receberam 6 ml de  $\text{KOH}$   $0,5 \text{ mol L}^{-1}$ . Em seguida, os tubos falcon com tecido remanescente foram fechados e agitados por 1 minuto manualmente. Estas amostras permaneceram em repouso durante 17 horas a  $37^\circ\text{C}$ , em estufa com circulação de ar forçado. Após foi adicionado 1 mL de  $\text{HCl}$   $3,0 \text{ mol L}^{-1}$  e 1 mL de  $\text{HClO}_4$  70%. Imediatamente, os tubos foram centrifugados por 10 minutos a  $5.000\text{g}$  e o sobrenadante retirado e armazenado em tubos de acrílico de 20 mL. No tecido que permaneceu nos tubos falcon foi adicionado 5 ml de  $\text{HClO}_4$   $0,5 \text{ mol L}^{-1}$  e novamente centrifugado por 10 minutos a  $5.000\text{g}$ . O extrato desta centrifugação foi unido com o extrato dos tubos de acrílico de 20 ml. Do extrato dos tubos de acrílico foi retirado 2 mL e digeridos com 2 mL  $\text{H}_2\text{SO}_4$  concentrado e 1 mL  $\text{H}_2\text{O}_2$  30% em bloco digestor, usando tubos de digestão com capacidade de 50 mL, obtendo-se o  $\text{P}_{\text{RNA}}$ . No tecido remanescente nos tubos falcon foi adicionado 5,0 mL de  $\text{HClO}_4$   $0,5 \text{ mol L}^{-1}$ . Os tubos falcon foram agitados manualmente por 1 minuto e, em seguida, permaneceram em repouso em banho-maria por 15 minutos a  $100^\circ\text{C}$ . Imediatamente os tubos foram centrifugados por 10 minutos a

5.000g, sendo o sobrenadante armazenados em tubos de acrílico. Em 2 mL do extrato foi determinado o  $P_{DNA}$ , através da digestão com 2 mL  $H_2SO_4$  e 1 mL  $H_2O_2$  30% em bloco digestor, usando tubos com capacidade de 50 mL. O resíduo do tecido remanescente no tubo falcon de 15 mL foi transferido para tubos de digestão com capacidade de 50 mL. Em seguida, digerido com 2,0 mL de  $H_2SO_4$  concentrado e 2,0 mL de  $H_2O_2$  30% em bloco digestor (Tedesco et al., 1995), onde obteve-se o  $P_{RES}$ . A determinação e quantificação de todas as formas de P foram realizadas conforme Murphy & Riley (1962), em espectrofotômetro UV-visível.

### **6.2.5. Produtividade e composição da uva**

Na colheita (27/01/2015) foi realizada a contagem do número de cachos por planta. Todos os cachos foram colhidos e pesados, usando balança digital. Oito cachos por planta (quatro do centro da planta e quatro nas partes externas) foram reservados. Posteriormente, em cada cacho foi contado o número de bagas. Quinhentas bagas no topo, parte mediana e inferior foram coletadas em oito cachos e pesadas, para a determinação da massa de 100 bagas. As bagas reservadas de cada tratamento no momento da colheita foram separadas em duas partes, armazenadas e refrigeradas. Parte das bagas foram amassadas manualmente e no mosto foi analisado os sólidos solúveis totais (SST) (°Brix), utilizando refratômetro manual; pH, utilizando pHmetro de bancada à temperatura de 20°C; acidez total titulável, por titulação química com azul de bromotimol, usado como indicador do final da reação e como titulante foi utilizada a solução de hidróxido de sódio 0,1N (NaOH); polifenóis totais, através da reação com reagente de Folin Ciocalteau e leitura da absorbância em espectrofotômetro UV/VIS, usando comprimento de onda de 765 nm (SINGLENTON & ROSSI, 1965); antocianinas totais, utilizando como extrator 80 mL de etanol-água (70:30) e, em seguida, foi adicionado HCl 1 mol l<sup>-1</sup> suficiente para ajustar o pH do meio para 2,0. As leituras foram realizadas em espectrofotômetro de absorbância a 540 nm (TEIXEIRA et al., 2008).

### **6.2.6. Análises estatísticas**

Os resultados obtidos foram submetidos à análise de variância por meio do programa SISVAR, e quando da significância dos efeitos apontado pela análise de

variância foram submetidos ao teste de comparação de médias, tomando como base os níveis de significância menor que 5% ( $p < 0,05$ ) pelo teste SCOTT-KNOTT.

Os valores proporcionais de cada forma de P em folhas em cada experimento e em ambos os períodos de coleta, e os parâmetros produtivos e enológicos foram comparados pela análise multivariada de componentes principais (PCA), com base na correlação entre as variáveis.

### 6.3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

#### 6.3.1 Parâmetros produtivos e enológicos

No experimento 1, com a cultivar Tannat, os maiores valores de produtividade de uvas (PT), peso de 100 bagas (PB), polifenóis totais (PF) e antocianinas (AC) foram verificados no vinhedo 2 (V2), que possuía alto teor de P disponível (Tabela 6.3). O número de bagas (NB) e no mosto, valores de pH, sólidos solúveis totais (SST), P no mosto (PM) e acidez total titulável (AT) não diferiram estatisticamente entre os dois vinhedos.

No experimento 2, com a cultivar Cabernet Franc, os maiores valores de PT, NB, e no mosto pH e PM foram verificados no V2, com alto teor de P disponível no solo (Tabela 6.3). Mas, o maior valor de AT foi observado no mosto das uvas do V1, com médio teor de P disponível no solo. Os valores de PF e AC não diferiram estatisticamente entre o V1 e V2, contrário ao observado no experimento 1.

Os maiores valores de PT, nos dois experimentos, nas videiras dos vinhedos com alto teor de P disponível no solo, de PB no experimento 1 e de NB no experimento 2, pode ser atribuído em parte ao maior suprimento P até as raízes das plantas e, por consequência, absorção (VANCE; UHDE-STONE; ALLAN, 2003; FIFE et al., 2008). Com a maior absorção de P se espera a manutenção dos teores de P no interior da planta e, por consequência, a diminuição da translocação de fotoassimilados e energia para formação de raízes laterais e pêlos radiculares (VANCE; UHDE-STONE; ALLAN, 2003). Assim, a energia e esqueletos de carbono que seriam utilizados para formação de raízes são utilizados para produção de frutos (BATISTA et al., 2011; PRADO; VALE; ROMUALDO, 2005). Isso acontece porque o P tem função estrutural, participando de vários processos metabólicos, como a transferência de energia, síntese de ácidos nucleicos, glicose, respiração, síntese e estabilidade de membrana, ativação e desativação

de enzimas, reações redox e metabolismo de carboidratos (VANCE, UHDE-STONE; ALLAN, 2003). Além disso, foi observado à campo que as videiras cultivadas com alto teor de P disponível apresentavam maior vigor. A maior produtividade de uvas em videiras não é regra, porém já foi verificada em outros estudos (RUIZCOLMENERO et al., 2011).

Os maiores valores de AT verificados no mosto das uvas das videiras do V1 com médio teor de P disponível no solo do experimento 2, pode ser atribuído a maior acúmulo de ácido málico e tartárico no mosto (TECCHIO et al., 2006; TEIXEIRA et al., 2008). Os valores de pH e de AT observados no mosto do vinhedo 1 e 2 do experimento 1 se enquadram entre 3,3 e 3,6 para pH e entre 0,9 e 1,1% de ácido tartárico para AT, concordando com os resultados observados por Sato et al. (2011). Os valores de pH e AT obtidos favorecem a composição qualitativa do vinho, pois causam efeito antimicrobiano benéfico, já que diminuem a multiplicação de bactérias no vinho, além de melhoria nas características organolépticas dos vinhos (RIZZON et al., 2011).

Os teores de SST não foram afetados pelo teor de P disponível nos dois experimentos, embora a PT tenha sido maior no V2 do experimento 1 e no V2 do experimento 2. O SST é importante para a elaboração de vinhos pois fornece precursores para a síntese de ácidos orgânicos, compostos fenólicos e compostos de aroma, além de determinar a concentração de álcool após a fermentação, pois para cada 1°GL de álcool é necessário 1,8° Brix (SATO et al., 2011). Os valores de SST observados são considerados satisfatórios, pois para a produção de vinho de qualidade é necessário que a uva atinja, no mínimo, 18 °Brix (RIBÉREAU-GAYON et al., 2004).

Os teores de PF e AC no mosto de videiras Tannat foram maiores no V2 do experimento 1, diferentemente do esperado, pois altos teores de P no solo e, posteriormente em órgão das plantas, pode inibir a atividade de enzimas, como a chalcona sintase e fenilalanina amônia-liase (KAKEGAWA et al., 1995; HILBERT et al., 2003). As AC, além de controlar a cor do vinho, também desempenham um papel importante na proteção devido à sua eliminação de radicais livres e atividade antioxidante (HE et al., 2011).

### **6.3.2 Distribuição de formas de P em folhas completas de videiras**

No experimento 1, no florescimento (FL) de videiras Tannat a concentração de  $P_{TOTAL}$  e as formas  $P_{SI}$ ,  $P_{LIP}$ ,  $P_{RNA}$  e  $P_{DNA}$  em folhas não diferiram estatisticamente entre

os V1 e V2, diferentemente das formas  $P_{SO}$  e  $P_{RES}$  que foram maiores nas folhas das plantas do V2 (Tabela 6.4). No início da maturação (IM) a concentração de  $P_{TOTAL}$  e as formas  $P_{SI}$ ,  $P_{SO}$ ,  $P_{LIP}$ ,  $P_{RNA}$ ,  $P_{DNA}$  e  $P_{RES}$  em folhas não diferiram estatisticamente entre os V1 e V2. O teor de  $P_{TOTAL}$  e as formas  $P_{SI}$ ,  $P_{SO}$ ,  $P_{LIP}$ ,  $P_{RNA}$  e  $P_{RES}$  foram maiores no FL, nas folhas das videiras do V1 e V2, comparativamente aos valores observados no IM.

No FL das videiras Cabernet Franc do experimento 2 as concentrações de  $P_{TOTAL}$  e  $P_{SI}$  em folhas foram maiores nas plantas do V2 (Tabela 6.4). As formas  $P_{SO}$ ,  $P_{LIP}$ ,  $P_{RNA}$ ,  $P_{DNA}$  e  $P_{RES}$  não diferiram entre os vinhedos. No estágio IM, apenas a forma  $P_{SI}$  foi maior nas folhas das videiras do V2. No V1 e V2 as concentrações de  $P_{LIP}$  e  $P_{RES}$  foram maiores no estágio FL, comparativamente ao IM. As concentrações de  $P_{TOTAL}$  e  $P_{SO}$  foram maiores no FL, comparativamente ao IM apenas no V2.

A maior concentração de  $P_{SI}$  em folhas de videiras cultivadas no solo com alto teor de P disponível no FL nos dois experimentos pode ser atribuído ao maior suprimento de P as raízes e, conseqüentemente, maior absorção (MARTINEZ et al., 2005; VENEKLAAS et al., 2012). O P absorvido pode ter sido transportado até as folhas, que possuem intensa divisão celular, sendo armazenado preferencialmente no vacúolo (WILLIAMS et al., 1987; LAMBERS et al., 2010; NOACK et al., 2014).

A diminuição da concentração de  $P_{TOTAL}$ ,  $P_{SI}$ ,  $P_{SO}$ ,  $P_{LIP}$ ,  $P_{RNA}$  e  $P_{RES}$  em folhas de videiras Tannat do V1 e V2 do experimento 1, coletadas IM pode ter acontecido por causa do aumento da produção de massa verde da parte aérea, o que promove a diluição das formas de P (RAGHOTHAMA, 2000; CAMARGOS & MURAOKA, 2007; ZAMBROSI et al., 2012). Por outro lado, a maior concentração de  $P_{RNA}$  em folhas dos vinhedos 1 e 2 do experimento 1 coletadas no FL, comparativamente ao IM provavelmente aconteceu porque parte do P absorvido foi rapidamente utilizado para a síntese de proteínas (NIKLAS, 2006; SUZUKI et al., 2001). A concentração de  $P_{RNA}$  está correlacionado com a taxa de crescimento do órgão, devido a maior produção de proteínas em resposta a maior disponibilidade de P no solo. A concentração de proteínas também pode ser considerado uma forma de armazenamento de P nas células (BIELESKI, 1972), pois o P contido na forma  $P_{RNA}$  pode ser degradado e usado como fonte de energia, suprimindo a exigências das plantas pelo nutriente .

### **6.3.3 Relação entre as formas de P em folhas, parâmetros produtivos e enológicos**

### 6.3.2.1 Influência do teor de P disponível no solo nas relações

No experimento 1 a análise de componentes principais multivariada (ACP) realizada entre as formas de P em folhas coletadas no FL e parâmetros produtivos e enológicos foi capaz de sintetizar 76,7% da variação total dos resultados nos dois primeiros eixos de ordenação (Figura 6.1a). A ACP mostrou que, nenhuma forma de P apresentou relação com a PT. A concentração de  $P_{TOTAL}$  e as formas  $P_{SO}$ ,  $P_{LIP}$ ,  $P_{DNA}$  e  $P_{RES}$  apresentaram correlação positiva com os valores de PF, AC, pH e SST no mosto. Nós observamos correlação negativa entre os valores de pH e AT do mosto, e correlação positiva entre AT e a forma  $P_{SI}$ . No experimento 2 a ACP realizada com os valores de formas de P obtidas nas folhas coletadas no FL com parâmetros produtivos e enológicos foi capaz de sintetizar 64,4% da variação total dos resultados nos dois primeiros eixos de ordenação (Figura 6.1b). A ACP demonstrou correlação positiva entre a forma  $P_{SI}$ , NB e PT. Nós observamos correção positiva entre a forma  $P_{SO}$  e SST, entre a forma  $P_{RNA}$  e PF, e entre a concentração de  $P_{TOTAL}$  e o teor de AC no mosto. Nós verificamos correlação negativa entre os valores de pH e AT no mosto.

No experimento 1 a ACP realizada entre as formas de P em folhas coletadas no IM e parâmetros produtivos e enológicos foi capaz de sintetizar 64,51% da variação total dos resultados nos dois primeiros eixos de ordenação (Figura 6.2a). Observamos correlação positiva entre a concentração de  $P_{TOTAL}$  e a forma  $P_{SI}$  com a AT no mosto; da forma  $P_{DNA}$  com a PT. Os demais parâmetros enológicos e formas de P não apresentaram correlação. No experimento 2 a ACP realizada entre as formas de P em folhas coletadas no IM e parâmetros produtivos e enológicos foi capaz de sintetizar 60,31% da variação total dos resultados nos dois primeiros eixos de ordenação (Figura 6.2B). O componente principal 1 (36,66%) foi capaz de separar as duas cultivares quanto ao teor de P no solo. Observamos correlação positiva entre as formas  $P_{SO}$  e  $P_{RNA}$  com a AT no mosto; da forma  $P_{DNA}$  com a PT e NB. Os demais parâmetros enológicos e formas de P não apresentaram correlação.

A não correlação positiva entre PT de videiras do V1 e V2 dos experimento 1 com a concentração de  $P_{TOTAL}$  em folhas coletadas no FL e IM pode ter acontecido porque não houve diferença significativa entre a concentração de  $P_{TOTAL}$  em folhas das videiras cultivadas com baixo e alto teor de P disponível no solo (Tabela 6.4). Esses resultados mostram que independentemente do teor de P disponível no solo e do estágio fenológico, FL ou IM, o teor de  $P_{TOTAL}$  em folhas completas nem sempre pode ser usado para

diagnosticar o teor de P disponível no solo e, por isso, pode não ser um bom indicativo do estado nutricional de videiras (BRUNETTO et al., 2009; SIERRA & ALFARO, 2008). Além disso a falta de resposta pode ser atribuída ao acúmulo de P em órgãos de reserva, como raízes, que podem ser redistribuídos em períodos de maior demanda (LIMA et al., 2011).

#### *6.3.2.2 Influência do Estágio fenológico nas relações*

A ACP do experimento 1 realizada entre as formas de P em folhas coletas no FL e IM no V1, com baixo teor de P disponível do solo, e parâmetros produtivos e enológicos foi capaz de sintetizar 76,19% da variação total dos resultados nos dois primeiros eixos de ordenação (Figura 6.3a). No entanto, observamos que nenhuma forma de P em folhas, assim com a concentração de  $P_{TOTAL}$  não apresentaram correlação com parâmetros produtivos e enológicos. A ACP do experimento 1 realizada entre as formas de P em folhas coletas no FL e IM no V2, com alto teor de P disponível do solo, e parâmetros produtivos e enológicos foi capaz de sintetizar 72,96% da variação total dos resultados nos dois primeiros eixos de ordenação (Figura 6.3b). Nós observamos correlação positiva entre a forma  $P_{RES}$  e o NB e o teor de PF, AC e pH no mosto.

A ACP do experimento 2 realizada entre as formas de P em folhas coletas no FL e IM com parâmetros produtivos e enológicos foi capaz de sintetizar 69,34% e 76,04% da variação total dos resultados nos dois primeiros eixos de ordenação no V1 e V2, respectivamente (Figura 6.4a e 6.4b). No V1 observamos relação entre a forma  $P_{LIP}$  e a AT no mosto; a concentração de  $P_{TOTAL}$  e as formas  $P_{SI}$ ,  $P_{SO}$ ,  $P_{RNA}$  e  $P_{DNA}$  em folhas não apresentaram relação com os parâmetros produtivos e enológicos (Figura 6.4a). No V2, observamos relação positiva entre a concentração de  $P_{TOTAL}$  e a forma  $P_{DNA}$  com o teor de PF no mosto;  $P_{SO}$ ,  $P_{LIP}$  e  $P_{RNA}$  com SST;  $P_{SI}$  com PM, PB e AC (Figura 6.4b). A correlação entre o teor de  $P_{TOTAL}$  em folhas e AC no mosto pode ser explicado porque altos teores de P no solo e, posteriormente em órgão das plantas, pode inibir a atividade de enzimas, como a chalcona sintase e fenilalanina amônia-liase (KAKEGAWA et al., 1995; HILBERT et al., 2003). A correlação negativa observada entre o pH e a AT no mosto das videiras dos dois vinhedos nos dois experimentos pode ser explicado pela relação inversa entre a diminuição da concentração de ácido orgânicos, como o tartárico, já que sua concentração pode ser diminuída por causa da precipitação de tartarato ácido de K e do tartarato de Ca (SILVA et al., 2015).

#### 6.4. CONCLUSÃO

O incremento do teor de P disponível no solo aumentou a produtividade de videiras Tannat e Cabernet Franc, cultivadas em solo arenoso e os teores de polifenóis totais e antocianinas em videiras Tannat.

Videiras Tannat e Cabernet Franc cultivadas em solos com alto teor de P disponível acumulam maior teor de  $P_{TOTAL}$  e formas de  $P_{SI}$  e  $P_{SO}$  em folhas durante o florescimento.

O  $P_{TOTAL}$  e suas formas bioquímicas em folhas coletadas no florescimento e no início da maturação não possuem relação com parâmetros produtivos de videiras Tannat e Cabernet Franc. Mas, a concentração de  $P_{TOTAL}$  em folhas no florescimento e início da maturação possui relação com o teor de AC no mosto em videiras Tannat.



Tabela 6.1. Atributos químicos e físicos, na camada de 0-0,20 m, do solo Argissolo Vermelho distrófico típico, dos vinhedos dos dois experimentos.

Atributos	Experimento 1		Experimento 2	
	V1 <sup>(5)</sup>	V2 <sup>(6)</sup>	V1 <sup>(7)</sup>	V2 <sup>(8)</sup>
Argila, método da pipeta <sup>(1)</sup> (g kg <sup>-1</sup> )	100	150	100	130
Silte <sup>(1)</sup> (g kg <sup>-1</sup> )	120	170	190	140
Areia <sup>(1)</sup> (g kg <sup>-1</sup> )	780	680	710	730
Matéria orgânica <sup>(2)</sup> (g kg <sup>-1</sup> )	14	9	8	14
pH em água 1:1 <sup>(2)</sup>	5,3	6,5	6,4	6,2
Ca trocável <sup>(3)</sup> (cmol <sub>c</sub> dm <sup>-3</sup> )	1,4	1,9	1,3	3,2
Mg trocável <sup>(3)</sup> (cmol <sub>c</sub> dm <sup>-3</sup> )	0,8	0,6	0,4	1,0
Al trocável <sup>(3)</sup> (cmol <sub>c</sub> dm <sup>-3</sup> )	0	0	0	0
P disponível <sup>(4)</sup> (mg dm <sup>-3</sup> )	11,8	34,6	16	37
K trocável <sup>(4)</sup> (mg dm <sup>-3</sup> )	100	84	60	124
Capacidade de troca de cátions a pH 7,0	4,4	3,7	3	5,9
Saturação por bases (%)	68,1	73,6	62,3	76,4

<sup>(1)</sup>Método da pipeta (Embrapa, 1997); <sup>(2)</sup>Determinado segundo Tedesco et al. (1995); <sup>(3)</sup>Extraído por KCl 1 mol L<sup>-1</sup>(Tedesco et al., 1995); <sup>(4)</sup>Extraído por Mehlich-1 (Tedesco et al., 1995); <sup>(5)</sup> Cultivar Tannat (baixo teor de P disponível no solo); <sup>(6)</sup> Cultivar Tannat (alto teor de P disponível no solo); <sup>(7)</sup> Cultivar Cabernet Franc (médio teor de P disponível no solo); <sup>(8)</sup> Cultivar Cabernet Franc (alto teor de P disponível no solo).

Tabela 6.2. Médias mensais de precipitação (mm), temperatura do ar (°C) e umidade relativa do ar (% UR) durante a realização dos experimentos.

Mês/Ano	Estágio Fenológico	Precipitação (mm)	Temperatura do ar (°C)	Umidade relativa (%)
2014				
Agosto	Início da brotação	184,9	14,5	80,7
Setembro	Brotção	275,6	15,7	76,6
Outubro	Início do florescimento	130,2	19,5	69,7
Novembro	Fim do florescimento	199,3	22,1	71,7
Dezembro	Início da maturação	162,3	25,7	74,5
2015				
Janeiro	Início da colheita	87,28	27,4	73,9
Fevereiro	Fim da colheita e Início da queda de folhas	115,5	25,9	69,2
Março	Fim da queda de folhas	124,1	23,5	68,3
Abril	Repouso vegetativo	176,8	20,1	75,6

Tabela 6.3. Número de bagas (NB) por cacho, peso de 100 bagas (PB), produtividade (PT) e valores no mosto de sólidos solúveis totais (SST), acidez total titulável (AT), polifenóis totais (PF), antocianinas (AC) e P no mosto (PM), em videiras do experimento 1 e experimento 2.

Parâmetros	Experimento 1			Experimento 2		
	V1 <sup>(1)</sup>	V2 <sup>(2)</sup>	CV%	V1 <sup>(3)</sup>	V2 <sup>(4)</sup>	CV %
PT (kg ha <sup>-1</sup> )	5420,33 b <sup>(5)</sup>	9847,5 a	16,3	6767 b	13275,53 a	14,48
NB <sup>(1)</sup>	108,67 a	114,83 a	20,72	54,67 b	91,5 a	16,96
PB (g)	140,32 b	172,13 a	11,57	151,05 a	138,48 a	12,67
pH	3,56 a	3,58 a	2,41	3,77 b	3,95 a	2,81
SST (°Brix)	18,4 a	18,73 a	3,46	17,8 a	18,03 a	3,81
AT (g 100mL <sup>-1</sup> em ác. tartárico)	1,07 a	1,04 a	4,49	0,76 a	0,53 b	3,73
PF (mg L <sup>-1</sup> em ác. gálico)	8861,72 b	12592,18 a	17,4	6056,57 a	6193,47 a	19,52
AC (mg L <sup>-1</sup> em malvidina)	2419,07 b	3257,35 a	16,94	781,19 a	787,6 a	15,7
P no mosto (mg kg <sup>-1</sup> )	1453,33 a	1801,83 a	10,68	1633, 88 b	2077,69 a	11,56

<sup>(1)</sup> Cultivar Tannat (baixo teor de P disponível no solo); <sup>(2)</sup> Cultivar Tannat (alto teor de P disponível no solo); <sup>(3)</sup> Cultivar Cabernet Franc (médio teor de P disponível no solo); <sup>(4)</sup> Cultivar Cabernet Franc (alto teor de P disponível no solo). <sup>(5)</sup> Médias seguidas pela mesma letra, minúsculas na linha no mesmo experimento não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade de erro. CV % = Coeficiente de variação.

Tabela 6.4. Formas de P em folhas completas de videiras do V1 e V2 do experimento 1 e V1 e V2 do experimento 2, cultivadas em diferentes teores de P disponível no solo no florescimento (FL) e início da maturação (IM).

Estágio fenológico	Formas de P	Experimento 1			Experimento 2		
		V1	V2	CV%	V1	V2	CV%
FL	P <sub>SI</sub> <sup>(1)</sup>	2861,0 aA	2584,5 aA	7,2	1705,7 bA	2302 aA	14,0
IM	P <sub>SI</sub>	1732,1 aB	1832,7 aB	8,5	1517,7 bA	1955,2 aA	15,1
	CV%	9,1	10,2		10,3	9,7	
FL	P <sub>SO</sub>	619,6 bA	970,8 aA	9,3	375,9 bA	585,6 aA	7,0
IM	P <sub>SO</sub>	291,3 aB	331,7 aB	8,2	478,9 aA	332,3 aB	8,1
	CV%	7,7	8,3		15,2	10,3	
FL	P <sub>LIP</sub>	625,7 aA	591,0 aA	11,0	608,6 aA	612,1 aA	11,4
IM	P <sub>LIP</sub>	389,0 aB	389,0 aB	11,2	402,2 aB	355,4 aB	9,3
	CV%	10,5	13,2		8,6	12,4	
FL	P <sub>RNA</sub>	547,2 aA	658,6 aA	14,6	617,8 aA	676,2 aA	15,2
IM	P <sub>RNA</sub>	416,1 aB	467,6 aB	19,0	494,7 aA	483,8 aA	16,4
	CV%	14,3	11,9		10,2	11,5	
FL	P <sub>DNA</sub>	41,4 aA	48,4 aA	12,6	40,2 aA	42,4 aA	4,9
IM	P <sub>DNA</sub>	52,4 aA	49,7 aA	13,1	47,7 aA	47,7 aA	6,2
	CV%	8,5	9,2		5,4	7,1	
FL	P <sub>RES</sub>	181,6 bA	250,3 aA	8,7	164,2 aA	159,1 aA	14,9
IM	P <sub>RES</sub>	75,1 aB	89,8 aB	11,4	71,9 aB	86 aB	10,7
	CV%	12,1	12,9		9,4	8,2	
FL	P <sub>TOTAL</sub>	4866,5 aA	5103,6 aA	10,2	3512,3 bA	4377,5 aA	14,4
IM	P <sub>TOTAL</sub>	2956 aB	3160,5 aB	8,4	3013,1 aA	3260,4 aB	16,1
	CV%	10,8	11,3		12,6	13,9	

<sup>(1)</sup> P<sub>SI</sub> = P solúvel inorgânico; P<sub>SO</sub> = P solúvel orgânico; P<sub>LIP</sub> = P lipídico; P<sub>RNA</sub> = P associado ao RNA; P<sub>DNA</sub> = P associado ao DNA e P<sub>RES</sub> = P residual. <sup>(2)</sup> Médias seguidas pela mesma letra, minúsculas na linha no mesmo experimento e maiúsculas na coluna na mesma forma de P não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade de erro. CV % = Coeficiente de variação.

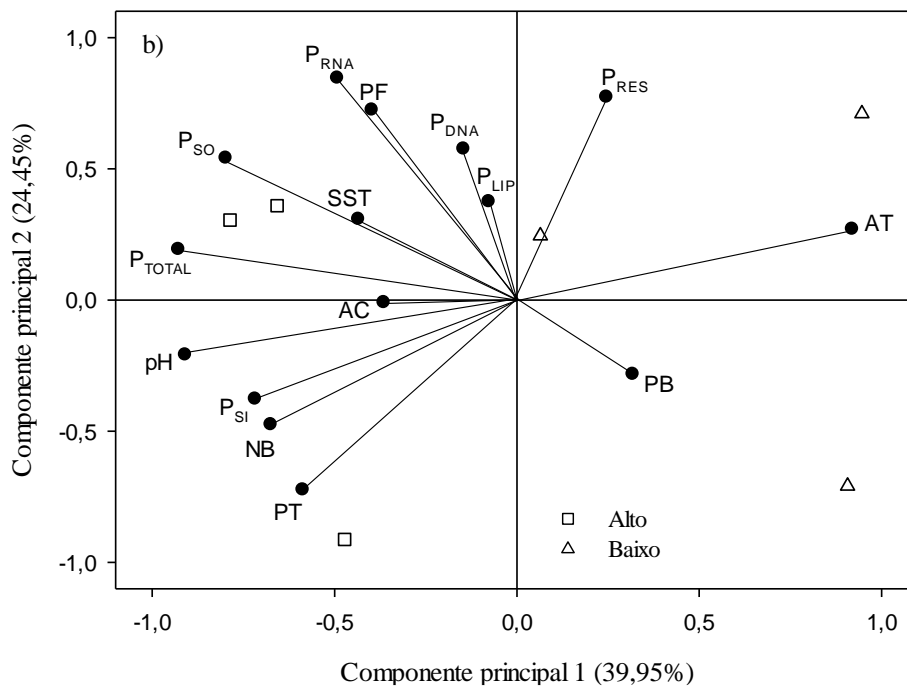
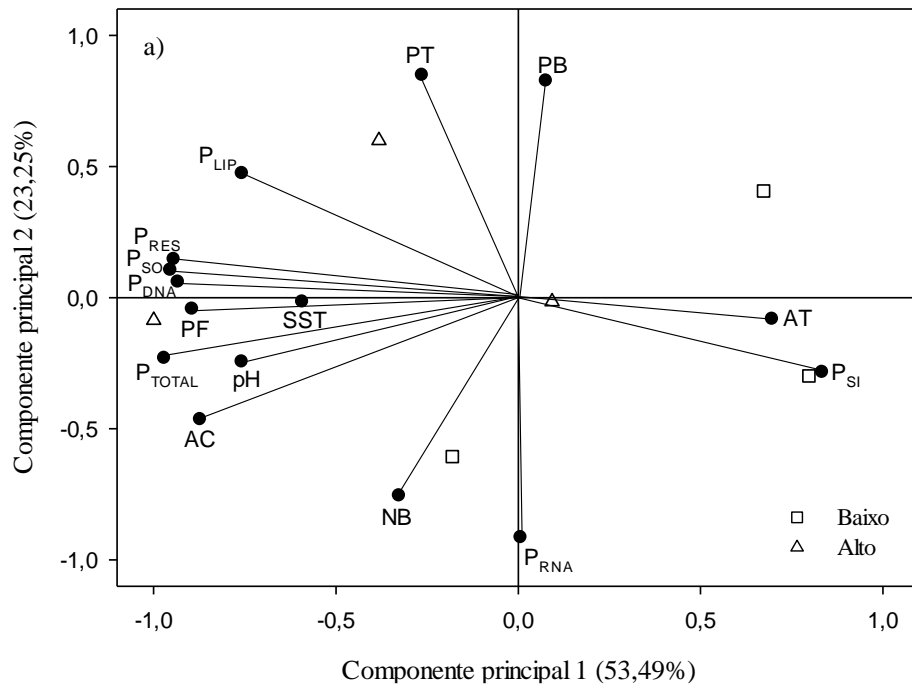


Figura 6.1 - Projeção dos componentes principais dos teores de P disponível no solo ((a) Vinhedo 1 - V1 - alto teor de P disponível e Vinhedo - V2 - baixo teor de P disponível) para as formas de P em folhas no Experimento 1 (a) e Experimento 2 (b) no Florescimento (FL) e dos parâmetros produtivos e enológicos. P solúvel inorgânico (P<sub>SI</sub>), P solúvel orgânico (P<sub>SO</sub>), P lipídico (P<sub>LIP</sub>), P associado ao RNA (P<sub>RNA</sub>), P associado ao DNA (P<sub>DNA</sub>), P residual (P<sub>RES</sub>), P total (P<sub>TOTAL</sub>), número de bagas por cacho (NB), peso de 100 bagas (PB), produtividade (PT), pH, sólidos solúveis totais (SST), acidez total titulável (AT), polifenóis (PF) e antocianinas (AC).

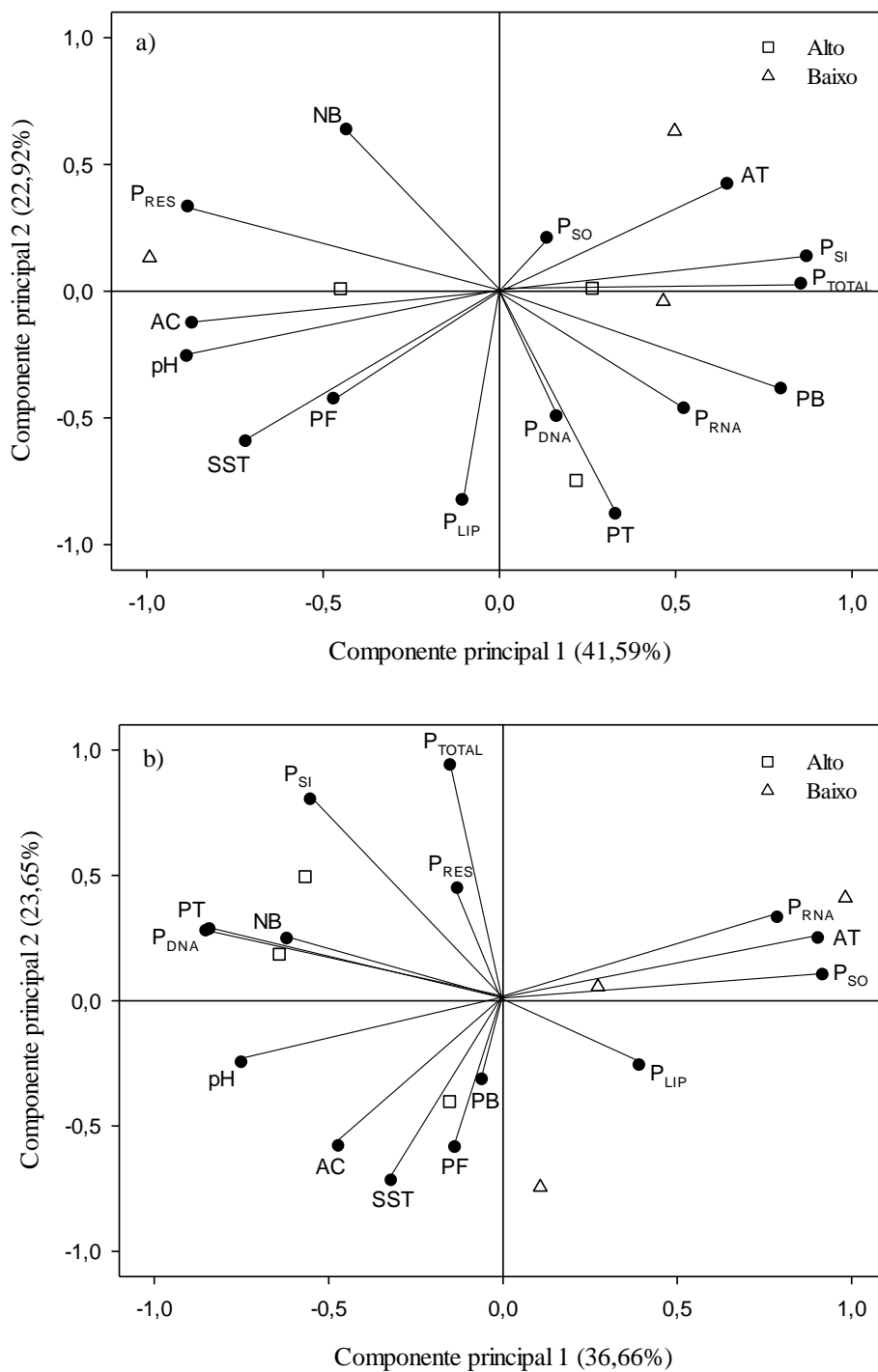


Figura 6.2 - Projeção dos componentes principais dos teores de P disponível no solo (Vinhedo 1 - V1- alto teor de P disponível e Vinhedo - V2 – baixo teor de P disponível) para as formas de P em folhas no Experimento 1 (a) e Experimento 2 (b) no início da maturação (IM), parâmetros produtivos e enológicos. P solúvel inorgânico ( $P_{SI}$ ), P solúvel orgânico ( $P_{SO}$ ), P lipídico ( $P_{LIP}$ ), P associado ao RNA ( $P_{RNA}$ ), P associado ao DNA ( $P_{DNA}$ ), P residual ( $P_{RES}$ ), P total ( $P_{TOTAL}$ ), número de bagas por cacho (NB), peso de 100 bagas (PB), produtividade (PT), pH, sólidos solúveis totais (SST), acidez total titulável (AT), Polifenóis (PF) e Antocianinas (AC).

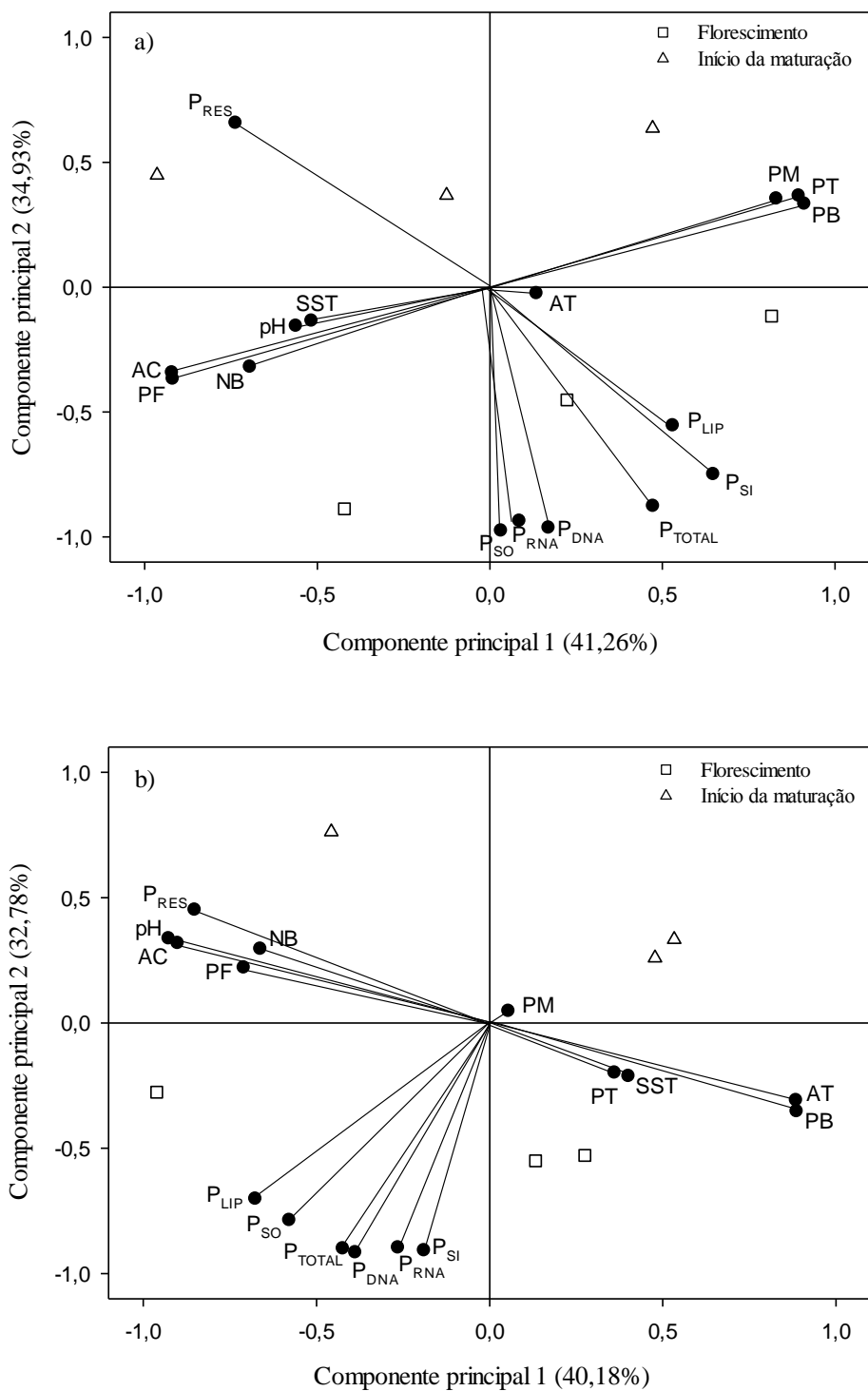


Figura 6.3 - Projeção dos componentes principais do Experimento 1 (Vinhedo 1 - V1- baixo teor de P disponível e (b) Vinhedo - V2 – alto teor de P disponível) para as formas de P em folhas coletadas no florescimento (FL) e início da maturação (IM), parâmetros produtivos e enológicos. P solúvel inorgânico (P<sub>SI</sub>), P solúvel orgânico (P<sub>SO</sub>), P lipídico (P<sub>LIP</sub>), P associado ao RNA (P<sub>RNA</sub>), P associado ao DNA (P<sub>DNA</sub>), P residual (P<sub>RES</sub>), P total (P<sub>TOTAL</sub>), número de bagas por cacho (NB), peso de 100 bagas (PB), produtividade (PT), pH, sólidos solúveis totais (SST), acidez total titulável (AT), polifenóis totais (PF) e antocianinas (AC).

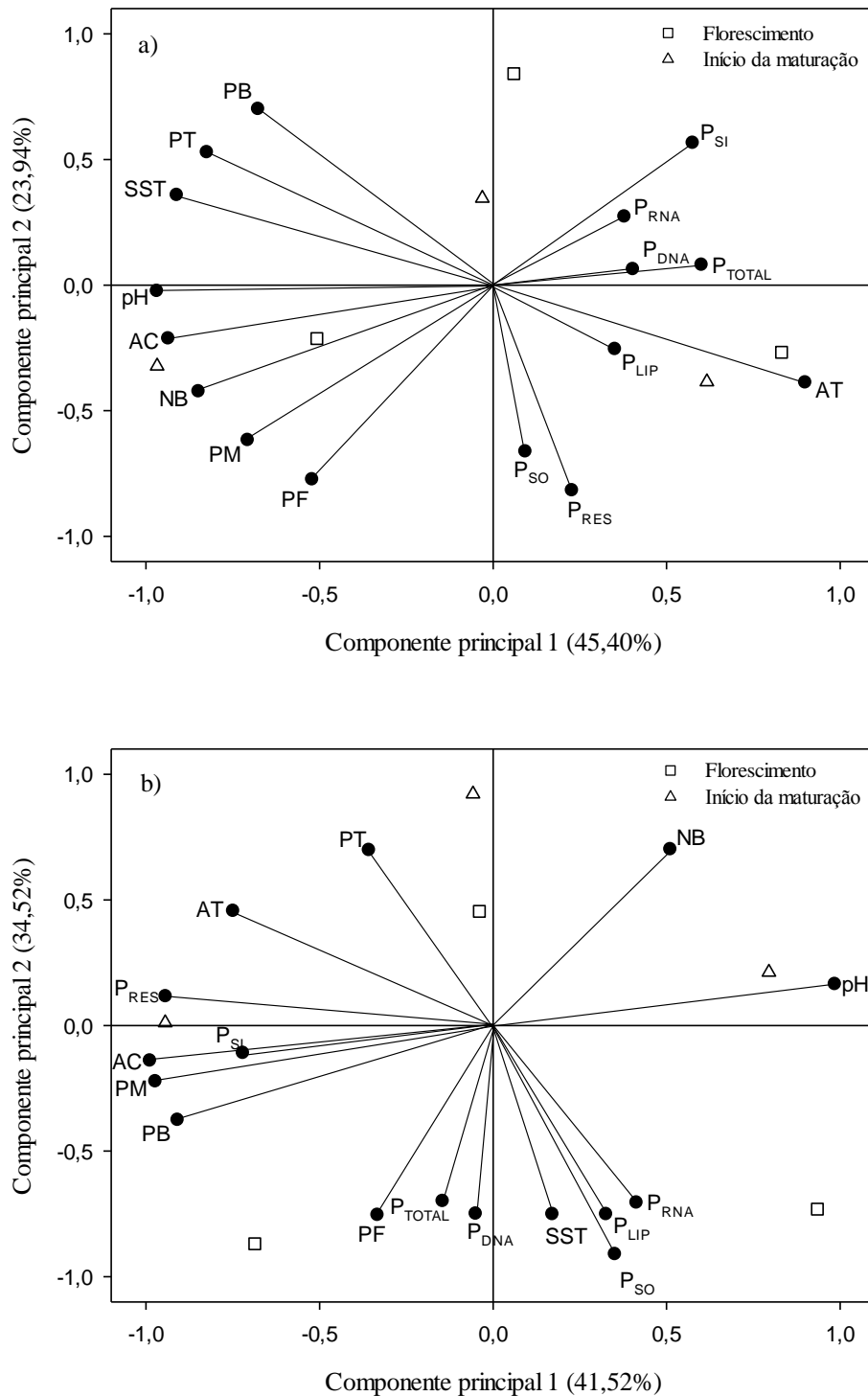


Figura 6.4 Projeção dos componentes principais do Experimento 2 ((a) Vinhedo 1 - V1 - alto teor de P disponível e (b) Vinhedo 2 - V2 - baixo teor de P disponível) para as formas de P em folhas coletadas no Florescimento (FL) e início da maturação (IM), parâmetros produtivos e enológicos. P solúvel inorgânico ( $P_{SI}$ ), P solúvel orgânico ( $P_{SO}$ ), P lipídico ( $P_{LIP}$ ), P associado ao RNA ( $P_{RNA}$ ), P associado ao DNA ( $P_{DNA}$ ), P residual ( $P_{RES}$ ), P total ( $P_{TOTAL}$ ), número de bagas por cacho (NB), peso de 100 bagas (PB), produtividade (PT), pH, sólidos solúveis totais (SST), acidez total titulável (AT), polifenóis totais (PF) e antocianinas (AC).



## 7. DISCUSSÃO GERAL

A definição da necessidade e da dose de P em videiras em produção em tradicionais países produtores de uva normalmente é estabelecida através da análise de solo, de folhas coletadas em estágios fenológicos pré-estabelecidos, podendo ser considerado outras variáveis, como a expectativa de produtividade ou mesmo parâmetros de crescimento. No RS e SC a definição da necessidade e dose de P para videira é definida considerando o teor de P total em folhas coletadas na mudança da cor das bagas e na expectativa de produtividade (CQFS-RS/SC, 2004; BRUNETTO et al., 2015), não sendo considerado o teor de P no solo. Porém, é desconsiderado as reservas de formas de P em órgãos perenes, como nas raízes, ramos e caules das videiras ao longo dos estágios fenológicos. Caso aconteça o acúmulo em quantidades elevadas de formas de P nos órgãos de reserva, parte do P poderá ser redistribuído no ciclo posterior para os órgãos anuais em crescimento, como folhas, diminuindo a demanda do P disponível do solo. Porém, a quantidade de formas de P acumuladas em órgãos da planta pode ser dependente do teor de P disponível no solo. Espera-se que as videiras cultivadas em solos com maior disponibilidade de P possuem a capacidade de acumular maior quantidade de formas de P no interior das plantas. Mas, não é suficientemente conhecido em quais órgãos as formas são mais acumuladas, quais as formas preferencialmente acumuladas em cada órgão, em quais estágios fenológicos acontece o maior acúmulo, bem como qual a quantidade de formas de P redistribuídas ao longo do ciclo da videira. Por causa disso, foi proposto a realização do Estudo 1, com o objetivo de avaliar a distribuição e redistribuição de formas de P em videiras cultivadas em solo com diferentes teores de P disponível.

Nós observamos que em videiras o P absorvido é preferencialmente acumulado na forma  $P_{SO}$  e  $P_{SI}$  nas raízes; e  $P_{SI}$  nos esporões, ramos do ano, folhas e cachos no florescimento, independentemente do teor de P disponível no solo. Por causa da elevada demanda de P pelos órgãos anuais em crescimento, como folhas e cachos, o P é acumulado nesses órgãos no vacúolo na forma  $P_{SI}$ , sem função metabólica imediata (BIELESKI, 1973; MARTINEZ et al., 2005; VENEKLAAS et al., 2012). Nas raízes, principal órgão de reserva de P, o teor de  $P_{SI}$  reduziu no florescimento até a colheita da uva e aumentou no repouso vegetativo nas videiras cultivadas no solo com alto teor de P disponível. O teor de  $P_{SO}$  se manteve constante do florescimento até a colheita e no repouso vegetativo o teor de  $P_{SO}$  passou de 630 para 1140 mg P kg<sup>-1</sup>. Por outro lado, em

videiras cultivadas em solo com baixo teor de P, o teor de  $P_{SI}$  e  $P_{SO}$  não aumentou no repouso vegetativo.

O teor de P, especialmente na forma  $P_{SI}$  nos cachos diminuiu do florescimento até a colheita da uva provavelmente por causa do aumento da massa do cacho, principalmente das bagas, o que promove diluição das formas de P. O teor de P no solo modificou o acúmulo de P na forma  $P_{SI}$  em folhas, pois nas videiras cultivadas em solo com baixo teor de P, a forma  $P_{SI}$  reduziu do florescimento até a colheita da uva, diferentemente das videiras cultivadas em solo com alto teor de P, onde a forma  $P_{SI}$  aumentou de 935 mg P kg<sup>-1</sup> no início da maturação para 1719 mg P kg<sup>-1</sup> na colheita da uva. Observamos também que independentemente do teor de P no solo a demanda de P pelas folhas cessa após a colheita da uva e o P presente neste órgão passa a ser redistribuído para órgãos perenes, principalmente às raízes, demonstrando a alta redistribuição de P pelo floema (ZAMBROSI et al., 2012).

A diferença de acúmulo de P nas raízes das videiras cultivadas com diferentes teores de P no solo no repouso vegetativo, mostra a importância do teor de P no solo, pois o P contido nas raízes será redistribuído para órgãos em crescimento como folhas e cachos no próximo ciclo produtivo (NEILSEN et al., 2008). Da mesma forma, o maior teor de  $P_{SI}$  em folhas de videiras cultivadas em solo com alto teor de P na colheita da uva se deve a maior absorção de P pelas raízes e pela menor demanda de P dos cachos, provavelmente por causa da redução na divisão celular (VANCE et al., 2003). Convém destacar que o maior acúmulo de  $P_{RNA}$  ocorreu nas videiras cultivadas em solo com baixo teor de P disponível. O aumento do teor de  $P_{RNA}$  está correlacionado com a taxa de crescimento dos tecidos, devido a maior produção de proteínas (NIKLAS, 2006). Porém, é provável que o aumento do teor de  $P_{RNA}$  neste estudo esteja relacionado com a maior transcrição de proteínas carregadoras de P (VANCE et al., 2003), visando o suprimento da demanda de P de órgãos em crescimento.

O sistema de recomendação de adubação à videira no RS e SC define que a necessidade e a dose de P com base na análise do teor total de P em folhas coletadas na mudança da cor das bagas, considerando a expectativa de produção, porque é assumido que pode existir relação entre o teor de P disponível no solo com o teor de P em folhas e que a produção de uva ou mesmo o teor de P em folhas é apropriado para a definição da provável produção, independentemente da cultivar. Por isso, foi realizado o Estudo 2, com o objetivo de avaliar o acúmulo de formas de P em folhas de videiras e a relação das formas com os parâmetros produtivos e enológicos, em videiras em produção cultivadas

em solos com diferentes teores de P disponível no solo.

Nós verificamos que a produtividade de videiras Tannat e Cabernet Franc foi maior quando cultivadas em solo com alto teor de P disponível, assim como os teores totais de polifenóis e antocianinas nas videiras da Tannat. No entanto, o teor de  $P_{TOTAL}$  nas folhas não diferiu nas videiras cultivadas em solo com diferentes teores de P no início da maturação da uva. Além disso, as formas de P nas folhas completas não apresentaram relação com os parâmetros produtivos para as cultivares Tannat e Cabernet Franc, cultivadas em diferentes teores de P no solo, tanto no florescimento como no início da maturação. A falta de relação pode ter acontecido porque as folhas usadas para a análise de  $P_{TOTAL}$  são coletadas no início da maturação (equivalente à mudança da cor das bagas), que é um estágio fenológico de pequena emissão de raízes jovens (KLEIN et al., 2000). Além disso, pode ter ocorrido porque parte do P contido em folhas pode ter sido redistribuído para os cachos ou mesmo para os órgãos perenes de reserva, como caule e, especialmente, raízes, como observado no estudo 1.

Assim, pelo exposto, é possível verificar de forma relativamente clara que o P é exigido pela videira em maior quantidade no florescimento e que em plantas cultivadas em solos com baixo teor de P disponível, ocorre acúmulo de  $P_{SI}$  nas folhas. A redistribuição de P e seu acúmulo nas raízes algumas vezes pode explicar em parte a falta de resposta das videiras a adubação fosfatada em solos com alto teor de P disponível. O teor de  $P_{TOTAL}$  em folhas completas coletados no florescimento e no início da maturação não possui relação com a produtividade de uva, por outro verificamos relação positiva entre o teor de  $P_{TOTAL}$  e a concentração de antocianinas no mosto.

Portanto, o teor de P disponível no solo interfere no acúmulo de formas  $P_{SI}$ ,  $P_{SO}$  e  $P_{RNA}$ , principalmente nas raízes e folhas. Em videiras cultivadas em solo com baixa disponibilidade de P, a redistribuição de P das raízes para os órgãos anuais como folhas e cachos é maior, porém não é suficiente para manter boa produtividade. Somado a isso, verificamos que o teor de  $P_{TOTAL}$  e as formas de P em folhas completas, coletadas tanto no florescimento como no início da maturação não apresentam relação com a produtividade de uvas, sendo assim, nem sempre é necessário o uso do teor total de P em folhas, associado a expectativa de produção, como critério técnico para a definição da dose e a necessidade de P em videiras. Também, é possível recomendar aos técnicos e viticultores estratégias de adubação fosfatada que permitem manter os teores de P no solo potencialmente acima do nível crítico conforme indicado para cada classe de solo pela CQFS-RS/SC (2004) e, com isso, espera-se que o P seja acumulado nas formas  $P_{SI}$  e  $P_{SO}$

em órgãos perenes e redistribuídos para órgãos anuais no próximo cultivo, suprimindo parte de demanda de P pelas videiras.

## 8. CONSIDERAÇÕES FINAIS

1. Em videiras Tannat o P é acumulado preferencialmente na forma solúvel inorgânica ( $P_{SI}$ ) nas folhas e cachos no florescimento e redistribuído para as raízes na forma solúvel orgânico ( $P_{SO}$ ) no repouso vegetativo. As reservas internas de P na forma  $P_{SI}$  e  $P_{SO}$  nas raízes são maiores em videiras Tannat cultivadas em solo com alto teor de P disponível no solo e tendem a redistribuir menos  $P_{SI}$  para as folhas e cachos após o florescimento.

2. As maiores produtividades de videiras Tannat e Cabernet Franc foram observadas no solo com maior disponibilidade de P no solo, assim como os teores de polifenóis totais e antocianinas em videiras Tannat. O teor de  $P_{TOTAL}$  e as formas bioquímicas de P em folhas coletadas no florescimento e no início da maturação não possuem relação com parâmetros produtivos de videiras Tannat e Cabernet Franc, mas o teor de  $P_{TOTAL}$  em folhas no florescimento e início da maturação possuem relação com o teor de antocianinas no mosto em videiras Tannat.

## 9. REFÊRENCIAS

- AERTS, R.; CHAPIN, S. F. III. The mineral nutrition of wild plants revisited: a re-evaluation of processes and patterns. **Advances in Ecological Research**, v. 30, p. 1–67, 1999.
- BAILLOD, M.; BAGGIOLINI, M. Lês stades repères de la vigne. **Revue Suisse Viticulture Horticulture**. V.25, p. 7-9, 1993.
- BATISTA, M. A. V.; PRADO, R. De M.; LEITE, G. A. Resposta de mudas de goiabeira a aplicação de fósforo. **Bioscience journal**. v. 27, n. 2000, p. 635–641, 2011.
- BIELESKI, R. L. Turnover of phospholipids in normal and phosphorus-deficient spirodela. **Plant physiology**. v. 49, n. 5, p. 740–5, 1972.
- BIELESKI, R. L. Phosphate pools, phosphate transport, and phosphate availability. **Annual Review of Plant Physiology**, v. 24, p. 225-252, 1973.
- BIELESKI, R. L.; FERGUSON, J. B. Physiology and metabolism of phosphate and its compounds. In: PIRSON, A.; ZIMMERMANN, M. H. **Encyclopedia of plant physiology: inorganic plant nutrition**. Berlin: Spring Verlag. p. 422-449, 1983.
- BORÉM, R.A.T.; RAMOS, D.P. Variação estacional e topográfica de nutrientes na serapilheira de um fragmento de Mata Atlântica. **Revista Cerne**, v. 8, p.42-59, 2002
- BORTOLUZZIN, E.C. et al. Occurrence of iron and aluminum sesquioxides and their implications for the P sorption in subtropical soils. **Applied Clay Science**. v. 104, p. 196-204, 2015.
- BOWEN, G. D. The uptake of orthophosphate and its incorporation into organic phosphates along roots of *Pinus radiata*, Aust. **J. Biology Science**. v. 22, p.1125-35, 1969.
- BRUNETTO, G. et al. Produção, composição da uva e teores de nitrogênio na folha e no pecíolo em videiras submetidas à adubação nitrogenada. **Ciência Rural**, v. 38, p. 2622-2625, 2008.
- BRUNETTO, G. et al. Produção e composição química da uva em videiras submetidas à adubação nitrogenada na Serra Gaúcha do Rio Grande do Sul. **Ciência Rural**, v. 39, p. 2035-2041, 2009.
- BRUNETTO, G. et al. The pear tree response to phosphorus and potassium fertilization. **Revista Brasileira de Fruticultura**. v. 37, p. 507- 516, 2015.
- BRUNETTO, G. et al. Soil phosphorus fractions in a sandy typic hapludalf as affected by phosphorus fertilization and grapevine cultivation period. **Communications in soil science and plant analysis**, 2013.
- BRUNETTO, G.; MELO, G.W.B.; KAMINSKI, J. Critérios de predição da adubação e da calagem em frutíferas. **Boletim Informativo da Sociedade Brasileira de Ciência do**

Solo. p. 24-29, 2011.

BRUNETTO, G. et al. The role of mineral nutrition on yields and fruit quality in grapevine, pear and apple. **Revista brasileira de fruticultura**. v. 37, n. 4, p. 1089–1104, 2015.

BYRNE, L., et al. Digital imaging as a detector for generic analytical measurements. **Trends in Analytical Chemistry**. v. 19: 517, 2000.

CAMARGOS, S. L.; MURAOKA, T. Teores, acúmulo e redistribuição de macronutrientes em castanheira-do-brasil. **Revista Agricultura Tropical**. v.10, p.72-83, 2007.

CANTON, L. et al. Resposta de Videiras ‘Chardonnay’ à Adubação Fosfatada. **X Reunião Sul-Brasileira de Ciência do Solo *Fatos e Mitos em Ciência do Solo***. Pelotas, RS, 2014.

CASALI, C. A. et al. Mineralização das formas de fósforo do tecido de plantas de cobertura. **Informações Agrônomicas**, v. 135, p. 21-24, 2011.

CHAPIN FS, BIELESKI RL. Mild phosphorus stress in barley and a related low-phosphorus-adapted barleygrass: phosphorus fractions and phosphate absorption in relation to growth. **Physiologia Plantarum**, v. 54, p. 309–317, 1982

CLARKSON, D.T. Factors affecting mineral nutrient acquisition by plants. **Annual Review of Plant Physiology**, v. 36, p. 77-115, 1985.

COMTE, M. et al. Analysis of a model of phosphorus uptake by plant roots. **Journal of Evolution Equations**. v. 13, n. 3, p. 595–615, 2013

CORDELL, D.; DRANGERT, J.O.; WHITE, S. The story of phosphorus: Global food security and food for thought. **Global Environmental Change**. v. 19, p. 292–305, 2009.

CQFS-RS/SC. **Manual de adubação e de calagem para os estados do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina**. 10 ed. Porto Alegre, SBCS - Núcleo Regional Sul/UFRGS, 2004. 400 p.

ELANCHEZHIAN, R. et al. Physiological and molecular approaches for improving phosphorus uptake efficiency of crops. **Current science**. v. 108, n. 7, p. 1271–1279, 2015.

EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa em Solos. **Sistema Brasileiro de Classificação de Solos (SiBCS)**, 3º ed. Brasília. 2013.

FIFE, D.N.; NAMBIAR, K. S.; SAUR, E. Retranslocation of foliar nutrients in evergreen tree species planted in a Mediterranean environment. **Tree Physiol** v. 28, p. 187–196, 2008.

FINK, J.R. et al. Adsorption and desorption of phosphorus in subtropical soils as affected

by management system and mineralogy. **Soil Tillage Research**. n. 155, p. 62–68, 2016.

FINK, J.R. et al. Mineralogy and phosphorus adsorption in soils of south and central-west Brazil under conventional and no-tillage systems. **Acta Scientiarum**. v. 36, n. 3, p. 379–387, 2014.

FURTINI NETO, A. E. et al. Frações fosfatadas em mudas de *Eucalyptus*. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 22, p. 267–274, 1998.

HAMMOND, J. P.; BROADLEY, M. R.; WHITE, P. J. Genetic responses to phosphorus deficiency. **Annals of botany**. v. 94, n. 3, p. 323–332, 2004.

HE, F. et al. Biosynthesis of anthocyanins and their regulation in colored grapes. **Molecules**. v. 15, p. 9057–9091, 2010.

HILBERT, G. et al. Effects of nitrogen supply on must quality and anthocyanin accumulation in berries of cv. merlot. **Vitis**. v. 42, n. 2, p. 69–76, 2003.

HOLFORD I.C.R. Soil phosphorus: its measurement and its uptake by plants. **Australian Journal of Soil Research**. v. 35, p. 227–239, 1997.

KARTHIKEYAN, A. S. et al. Regulated expression of Arabidopsis phosphate transporters. **Plant Physiol** v. 130, p. 221–233, 2002.

KAKEGAWA, K. et al. Regulation of anthocyanin biosynthesis in cell suspension cultures of *Vitis* in relation to cell division. **Physiology Plant**. v. 94, 661–666, 1995.

KLEIN, I. et al. Irrigation and fertigation effects on phosphorus and potassium nutrition of wine grapes. **Vitis**. v. 39, n. 2, p. 55–62, 2000.

LAMBERS, H. et al. Plant nutrient-acquisition strategies change with soil age. **Trends in ecology and evolution**. v. 23, n. 2, p. 95–103, 2008.

LAMBERS, H. et al. Phosphorus Nutrition of Proteaceae in Severely Phosphorus-Impoverished Soils: Are There Lessons To Be Learned for Future Crops?. **Plant Physiology**, v. 156, p. 1058–1066, 2011.

LAMBERS H. et al. Plant mineral nutrition in ancient landscapes: high plant species diversity on infertile soils is linked to functional diversity for nutritional strategies. **Plant and Soil**. v. 334, p. 11–30, 2010.

LAMBERS H. et al. Root structure and functioning for efficient acquisition of phosphorus: matching morphological and physiological traits. **Annals Botany**. v. 98, p. 693–713, 2006.

LEE, R. B.; RATCLIFFE, R. G. Phosphorus nutrition and the intracellular distribution of inorganic phosphate in pea root tips: a quantitative study using <sup>31</sup>P-NMR. **Journal of Experimental Botany**, London, v. 34, n. 146, p. 1222–1244, 1983.



LIMA, R. L. S. De et al. Redistribuição de nutrientes em folhas de pinhão-mansão entre estádios fenológicos. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**. n. 11, p. 1175–1179, 2011.

LORENSINI, F. *et al.* Nitrogen fertilization of cabernet sauvignon grapevines: yield, total nitrogen content in the leaves and must composition. **Acta Scientiarum. Agronomy**. v. 37, n. 3, p. 321, 2015.

MALAVOLTA, E.; VITTI, G. C.; OLIVEIRA A. S. Avaliação do estado nutricional das plantas. 2ª ed. Piracicaba, **Potafós**, p. 319, 1997.

MARSCHNER, H. **Mineral nutrition of higher plants**. 3.ed. London, Elsevier, 2012. 651.p.

MARTINEZ, H. E. P. et al. Phosphate forms in plant and their internal buffering in five soybean cultivars. **Revista brasileira de ciência do solo**, abr. 2005. v. 29, n. 2, p. 249–257.

MELLO, L. M. R. **Viticultura brasileira: panorama 2009**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2010. (artigo técnico).

MELLO, L. M. R. **Viticultura Brasileira: Panorama 2012**. Comunicado Técnico 137, 2013.

MELLO, L. M. R. Desempenho da **Viticultura Brasileira em 2015**. Comunicado Técnico, 2016.

MIELE, A.; RIZZON, L. A. avaliação da cv. merlot para elaboração de vinho tinto. **Revista Ciência e Tecnologia de Alimentos**. V. 23, p. 156-161, 2003.

MILLARD, P. Ecophysiology of the internal cycling of nitrogen in deciduous fruit trees. **Italus hostus**. v. 12, n. 1, p. 3–10, 2005.

MILLARD, P.; GRELET, G.A. Nitrogen storage and remobilization by trees: ecophysiological relevance in a changing world. **Tree Physiology** v. 30, p. 1083–1095, 2010.

MIMURA, T. Physiological control of phosphate uptake and phosphate homeostasis in plant cells. **Aust. J. Plant Physiol.** v. 28, p. 653–658, 2011.

MORCUENDE R. et al. Genome-wide reprogramming of metabolism and regulatory networks of Arabidopsis in response to phosphorus. **Plant Cell Environ.** V. 30, p. 85–112, 2007.

MULLINS, M.G.; BOUQUET, A.; WILLIAMS, L.E. **Biology of grapevine**. Cambridge: Cambridge University Press, p. 239, 1992.

MURPHY, J.; RILEY, J.P. A modified single solution methods for the determination of phosphate in natural waters. **Analytica Chimica Acta**, v.27, p.31-36, 1962.

NEILSEN, G.H. et al. Effect of Timing, Rate, and Form of N Fertilization on Nutrition, Vigor, Yield, and Berry Yeast-Assimilable N of Grape. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 61, n. 3, p. 327-336, 2010.

NIKLAS, J.K. Plant Allometry, Leaf Nitrogen and Phosphorus Stoichiometry, and Interspecific Trends in Annual Growth Rates. **Annals of Botany**. v. 97. p. 155–163, 2006.

NOACK, S. R. et al. Phosphorus speciation in mature wheat and canola plants as affected by phosphorus supply. **Plant and soil**. v. 378, n. 1-2, p. 125–137, 2014.

NOVAIS, R.F. e SMYTH, T.J. **Fósforo em solo e planta em condições tropicais**. Viçosa: UFV-DPS, 1999. 399p.

OZDEMIR, G. et al. Effect of inoculation with mycorrhizal fungi on growth and nutrient uptake of grapevine genotypes ( *vitis spp.* ) effect of inoculation with mycorrhizal fungi on growth and nutrient uptake of grapevine genotypes ( *vitis spp.* ). **European journal of horticultural science**. v. 75, n. 3, p. 103–110, 2010.

PEREIRA, J. M. *et al.* Efeito do alumínio sobre a absorção, o acúmulo e o fracionamento do fósforo em sorgo. **Bragantia**. v. 67, n. 4, p. 961–967, 2008.

POMMER, C.V. (Ed.). Uva tecnologia de produção, pós-colheita, mercado. Porto Alegre: **Cinco Continentes**, 778p. 2003.

PRADO, R. M.; VALE, D. W.; ROMUALDO, L. M. Fósforo na nutrição e produção de mudas de maracujazeiro. **Acta Scientiarum**, v. 27, n. 3, p. 493-498, 2005.

QUAGGIO, J.A.; MATTOS, D. J. R.; CANTARELLA, H.; STUCHI, E. S.; SEMPIONATO, O. R. Sweet orange trees grafted on selected rootstocks fertilized with nitrogen, phosphorus and potassium. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**. v. 39, p.55–60, 2004.

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

RAGHOTHAMA, K.G. Phosphate transport and signaling. **Current Opinion in Plant Biology**. v. 3, p. 182–187, 2000.

REEF R. et al. Relationship between RNA: DNA ratio, growth and elemental stoichiometry in mangrove trees. **Functional Ecology**. v. 24, p. 1064–1072, 2010.

RESENDE, A. V.; FURTINI NETO, A. E.; CURI, N. Mineral nutrition and fertilization of native tree species in Brazil: research progress and suggestions for management. **Journal of Sustainable Forestry**. v.20, p.45-81, 2005.

RIBÉRAU-GAYON. ET AL. *Traité d'oenologie: 1. Microbiologie du vin: vinifications*. 5<sup>th</sup> ed. Paris: Dunod, 2004. 661 p.

RIZZON, L.A. et al. Características analíticas de vinhos Riesling Itálico da Serra Gaúcha. **Revista Brasileira de Agrociência**, v.17, p. 273-276, 2011.

ROCHA, H. A.; GUERRA, N. B. Polifenóis em vinhos tintos: fatores envolvidos, propriedades funcionais e biodisponibilidade. **Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha**. v. 9, n. 2, p. 93–105, 2008.

ROCHA, M. G. DA; BASSOI, L. H.; SILVA, D. J. Atributos do solo, produção da videira syrah irrigada e composição do mosto em função da adubação orgânica e nitrogenada. **Revista Brasileira de Fruticultura**. v. 37, n. 1, p. 220–229, 2015.

RUIZ-COLMENERO, M. et al. Soil and water conservation dilemmas associated with the use of green cover in steep vineyards. **Soil and Tillage Research**. v.117, p.211-223, 2011.

SANTOS, J. Z. L. et al. Crescimento, acúmulo de fósforo e frações fosfatadas em mudas de sete espécies arbóreas nativas. **Revista Árvore**. v. 32, p. 799-807, 2008.

SATO, A. J. et al. Fenologia, produção e composição do mosto da “cabernet sauvignon” e “tannat” em clima subtropical. **Revista Brasileira de Fruticultura**. v. 33, n. 2, p. 491–499, 2011.

SCHACHTMAN, D. P. Phosphorus uptake by plants: from soil to cell. **Plant physiology**. v. 116, n. 2, p. 447–453, 1998.

SCHMITT, D. E.; GATIBONI, L. C.; GIROTTO, E.; LORENSINI, F.; MELO, G. W. B.; BRUNETTO, G. Phosphorus fractions in the vineyard soil of the Serra Gaúcha of Rio Grande do Sul, Brazil. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental** v.18, p. 133-140, 2014.

SCHMITT, D. E. et al. Accumulation of phosphorus fractions and contamination potential in vineyard soils in the southern region of the state of santa catarina, brazil. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**. v. 37, n. 5, p. 1256–1266, 2013.

SIERRA B, C.; ALFARO P, R. Potassium and phosphorus in muscat rosada grape yield in elqui valley soil. **Chilean Journal of Agricultural Research**. v. 68, n. 3, p. 297–303, 2008.

SILVA, M.J.R. Composição físico-química do mosto e do vinho branco de cultivares de videiras em resposta a porta-enxertos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.50, n.11, p.1105-1113, 2015

SINGLETON, V.L.; ROSSI JUNIOR, A. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagent. **American Journal of Enology and Viticulture**, v.16, p.144-158, 1965.

SKINNER, P. . W.; COOK, J. . A.; MA'ITHEWS, M. A. Responses of grapevine cvs chenin blanc and chardonnay to phosphorus fertilizer applications under phosphorus-limited soil conditions. **Vitis**. v. 109, p. 95–109, 1988.

SMITH, F.W. The phosphate uptake mechanism. **Plant and Soil**. v. 245, p. 105–114, 2002.

SONG, S. et al. Yield, fruit quality and nitrogen uptake of organically and conventionally grown muskmelon with different inputs of nitrogen, phosphorus, and potassium. **Journal of Plant Nutrition**. v. 33, n. 1, p. 130–141, 2009.

SUZUKI, Y. et al. An efficient method for extraction of RNA from rice leaves at different ages using benzyl chloride. **Journal of Experimental Botany**. v. 52, p. 1575–1579, 2001.

TAGLIAVINI, M.; QUARTIERI, M.; MILLARD, P. Remobilised nitrogen and root uptake of nitrate for spring leaf growth, flowers and developing fruits of pear (*Pyrus communis* L.) trees. **Plant Soil** v. 195, p. 37–142, 1997.

TAGLIAVINI, M. et al. Dynamics of nutrients uptake by strawberry plants (*Fragaria x ananassa* Dutch.) grown in soil and soilless culture. **European Journal of Agronomy**, v. 23, p.15-25, 2005.

TEDESCO, M. J. et al. **Análise de solo, plantas e outros materiais**. Porto Alegre: Departamento de solos – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 1995. 174 p. (Boletim Técnico 5).

TECCHIO, M. A. et al. Correlação entre a produtividade e os resultados de análise foliar e de solo em vinhedos de niagara rosada. **Ciência e agrotecnologia**. v. 30, n. 6, p. 1056–1064, 2006.

TECCHIO, M. A. et al. Produtividade e teores de nutrientes da videira ‘niagara rosada’ em vinhedos nos municípios de louveira e jundiá. **Bioscience journal**. v. 23, n. 1, p. 48–58, 2007.

TEIXEIRA, L.A.J. et al. Preliminary Dris norms for ‘Smooth Cayenne’ pineapple and derivation of critical levels of leaf nutrient concentrations. **Acta Horticulturae**, n. 822, p.131-138, 2008.

THOMAS H, SADRAS V. The capture and gratuitous disposal of resources by plants. **Functional Ecology**, v. 15, p. 3–12, 2001.

VANCE, C. P.; UHDE-STONE, C.; ALLAN, D. L. Phosphorus acquisition and use: critical adaptations by plants for securing a nonrenewable resource. **New phytologist**. v. 157, n. 3, p. 423–447, 2003.

VAN MOOY, B.A.S. et al. Phytoplankton in the ocean use non-phosphorus lipids in response to phosphorus scarcity. **Nature**, v. 458, p. 69–72, 2009.

VAN MOOY, B.A.S. et al. Sulfolipids dramatically decrease phosphorus demand by picocyanobacteria in oligotrophic marine environments. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v.103, p. 8607–8612, 2006.

VENEKLAAS, E. J. et al. Opportunities for improving phosphorus-use efficiency in crop plants. **New phytologist**. v. 195, n. 2, p. 306–320, 2012.

VIEIRA, A.C.P; WATANABE, M.; BRUCH K. L. Perspectivas de desenvolvimento da vitivinicultura em face do reconhecimento da indicação de procedência. **Revista Geintec**. v. 2, p. 327-343, 2012.

WILLIAMS, L.E. Growth of 'Thompson Seedless' grapevines: II. Nitrogen distribution. **Journal of the American Society for Horticultural Science**. v.112, p. 330-333, 1987.

ZALAMENA, J. et al. Produtividade e composição de uva e de vinho de videiras consorciadas com plantas de cobertura. **Pesquisa agropecuária brasileira**. v. 48, n. 2, p. 182–189, 2013.

ZAMBROSI, F. C. B. et al. Contribution of phosphorus (32p) absorption and remobilization for citrus growth. **Plant and soil**. v. 355, n. 1-2, p. 353–362, 2012.

YUPANQUI, F. F. R. **Nutrição fosfatada e fotossíntese no sistema simbiótico *Medicago sativa* *Rhizobium meliloti* solos com diferentes disponibilidades de fósforo**. 1997. 124 f. Tese (Doutorado em Solos e Nutrição de Plantas) Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 1997.