

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS
Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel
Programa de Pós-Graduação em Agronomia

Dissertação



**Características morfofisiológicas de mudas de oliveira ‘Arbequina’ em
diferentes pHs do solo**

Henrique Bisognin Gallina

Pelotas, 2017

Henrique Bisognin Gallina

Características morfofisiológicas de mudas de oliveira ‘Arbequina’ em diferentes pHs do solo

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Universidade Federal de Pelotas, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Ciências.

Orientador: Dr. Marcelo Barbosa Malgarim

Pelotas, 2017

Dados de catalogação na fonte:

Universidade Federal de Pelotas / Sistema de Bibliotecas
Catalogação na Publicação

G168c Gallina, Henrique Bisognin

Características morfofisiológicas de mudas de oliveira
'Arbequina' em diferentes pHs do solo / Henrique Bisognin
Gallina ; Marcelo Barbosa Malgarim, orientador. — Pelotas,
2017.

52 f.

Dissertação (Mestrado) — Programa de Pós-
Graduação em Agronomia, Faculdade de Agronomia
Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, 2017.

1. Olea europaea. 2. Cálcio. 3. Alumínio. 4. pH. I.
Malgarim, Marcelo Barbosa, orient. II. Título.

CDD : 631.4

Elaborada por Gabriela Machado Lopes CRB: 10/1842

Henrique Bisognin Gallina

Características morfofisiológicas de mudas de oliveira 'Arbequina' em diferentes pHs do solo

Dissertação aprovada, como requisito parcial, para obtenção do grau de Mestre em Ciências, Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas.

Data da Defesa: 21 de julho de 2017.

Banca examinadora:

Marcelo Barbosa Malgarim
Prof. Dr. Departamento de Fitotecnia, FAEM/ UFPel (Orientador)
Doutor em Agronomia pela Universidade Federal de Pelotas, UFPel

Paulo Celso de Mello Farias
Prof. Dr. Departamento de Fitotecnia, FAEM/ UFPel
Doutor em Ciências pela Universidade de São Paulo, USP

Marines Batalha Moreno Kirinus
Dr.^a em Agronomia pela Universidade Federal de Pelotas, UFPel

Vagner Brasil Costa
Prof. Dr. da Universidade Federal do Pampa (UNIPAMPA)
Doutor em Agronomia pela Universidade Federal de Pelotas (UFPel)

Aos meus pais
João Faustino Gallina Filho e Maria Bisognin

Dedico

Agradecimentos

Aos meus pais João Faustino Gallina Filho e Maria Bisognin e ao meu irmão Humberto Bisognin Gallina pelo companheirismo e apoio indispensável para que hoje essa conquista fosse possível.

Ao professor da Universidade Federal de Pelotas (UFPel) Dr. Marcelo Barbosa Malgarim pela orientação e por acreditar neste trabalho, sem seu incentivo e sugestões, o trabalho não teria sido realizado.

Ao professor da UFPel Dr. Ledemar Carlos Vahl pelo auxílio nos cálculos para os ajustes dos pHs.

Ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da UFPel, por me oportunizar a realização do curso de Mestrado.

Aos professores do Programa de Pós-Graduação em Agronomia pelos ensinamentos transmitidos, sem os quais a evolução do conhecimento não seria possível.

À Dr.^a Roberta Manica-Berto, pelos ensinamentos de escrita científica e métodos estatísticos.

Um agradecimento especial a todos, que de forma direta ou indireta contribuíram para a execução deste trabalho.

Muito obrigado!

*Não acredite em nada,
Não importa onde você leu,
Ou quem disse,
Nem mesmo se eu o disser,
A menos que concorde com sua própria razão,
E seu bom senso.*

BUDA

Resumo

GALLINA, Henrique Bisognin. **Características morfofisiológicas de mudas de oliveira 'Arbequina' em diferentes pHs do solo.** 2017. 52f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2017.

A oliveira é uma cultura que ganhou destaque dentro da cadeia agrícola mundial, concentrando-se basicamente em dois produtos, a azeitona e o azeite de oliva. No entanto, o desenvolvimento da oliveira está relacionado às propriedades do solo onde é cultivada. O principal problema do cultivo em solos ácidos é a toxicidade do alumínio que resulta em alterações nos processos fisiológicos e bioquímicos nas plantas e consequentemente na produtividade. As informações sobre o cultivo de oliveira em solos ácidos ainda são escassas. Nesse contexto, o objetivo do trabalho foi avaliar as respostas morfofisiológicas, com determinações de estatura de planta, diâmetro do caule, teor de clorofila e nutrientes foliares de mudas de oliveira 'Arbequina' submetida a diferentes níveis de pH no solo. Para as avaliações de estatura de planta, diâmetro do caule e teor de clorofila, o delineamento experimental utilizado foi completamente casualizado arranjado em parcelas subdivididas. O fator alocado nas parcelas principais foi constituído pelo tempo (0, 30, 60, 90, 120 e 150) dias após o transplante (DAT) e, o fator arranjado nas subparcelas foi composto pelo pH (2,9; 3,1; 3,9; 4,3; 5,0 e 6,3). Na determinação do teor de nutrientes foliares (nitrogênio, fósforo, potássio, cálcio, magnésio, enxofre, cobre, zinco, ferro, manganês, alumínio e boro) seguiu-se o mesmo delineamento, porém, somente foi testado o pH. Pela otimização matemática, as condições ótimas foram 76,63 cm de estatura de planta com pH de 4,7 em 15,2 DAT; 7,17 mm de diâmetro do caule em pH 5,7 e 107 DAT; e, teor de clorofila de 78,45 em pH 4,8 com 118,8 DAT. O crescimento das plantas de oliveira 'Arbequina', avaliado pela estatura de plantas, diâmetro dos caules e teor de clorofila, não são prejudicados pelos pHs ácidos até 150 DAT. Para os diferentes níveis de pH testados os teores foliares de nitrogênio, fósforo, potássio, cálcio, magnésio, enxofre, cobre, zinco, ferro, manganês e boro estão adequados à faixa de suficiência preconizada para a cultura da oliveira, exceto o nitrogênio no pH 2,9. As plantas de oliveira 'Arbequina' suportam adequadamente pHs ácidos mesmo com acréscimos acentuados no teor de alumínio foliar. A evidência indica que as plantas de oliveira em solos ácidos evoluíram várias

estratégias para superar o estresse por Al^{3+} , sendo que seus mecanismos bioquímicos e moleculares ainda não foram investigados.

Palavras-chave: *Olea europaea*; cálcio; alumínio; pH

Abstract

GALLINA, Henrique Bisognin. **Morphophysiological characteristics of 'Arbequina' olive seedlings at different soil pHs**. 2017. 52f. Dissertation (Master Degree in Agronomy) - Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2017.

The olive tree is a culture that has gained prominence within the world agricultural chain, concentrating basically on two products, the olive and olive oil. However, the development of the olive tree is related to the properties of the soil where it is cultivated. The main problem of cultivation in acid soils is the toxicity of aluminum that results in changes in physiological and biochemical processes in plants and consequently in productivity. Information on olive cultivation on acid soils is still scarce. In this context, the objective of this work was to evaluate the morphophysiological responses, with determinations of plant height, stem diameter, chlorophyll content and leaf nutrients of 'Arbequina' olive seedlings submitted to different soil pH levels. For the evaluations of plant height, stem diameter, chlorophyll content the experimental design was completely randomized arranged in subdivided plots. The factor allocated to the main plots consisted of the time (0, 30, 60, 90, 120 and 150) days after transplantation (DAT) and the factor arranged in the subplots was composed of pH (2.9, 3.1, 3.9, 4.3, 5.0 and 6.3). The determination of leaf nutrient content (nitrogen, phosphorus, potassium, calcium, magnesium, sulfur, copper, zinc, iron, manganese, aluminum and boron) followed the same design, however, only pH was tested. By the mathematical optimization the optimal conditions were 76.63 cm of height of plant with pH of 4.7 in 15.2 DAT; 7.17 mm stem diameter at pH 5.7 and 107 DAT; and, chlorophyll content of 78.45 at pH 4.8 with 118.8 DAT. The growth of 'Arbequina' olive plants, evaluated by plant stature, stem diameter and chlorophyll content, are not affected by acid pHs up to 150 DAT. For the different pH levels tested, nitrogen, phosphorus, potassium, calcium, magnesium, sulfur, copper, zinc, iron, manganese and boron levels were adequate for the recommended range for olive cultivation, except nitrogen at pH 2.9. The 'Arbequina' olive plants adequately support acidic pHs even with accentuated additions to the aluminum leaf content. Evidence indicates that olive plants in acid soils have evolved several strategies to overcome Al^{3+} stress, and their biochemical and molecular mechanisms have not yet been investigated.

Key-words: *Olea europaea*; calcium; aluminum; pH

Lista de Figuras

Figure 1	Plant height (cm) (a), stem diameter (mm) (b) and chlorophyll content (SPAD) (c) of 'Arbequina' olive plants submitted to different soil pHs over time after the transplant	39
Figure 2	Contents of nitrogen and phosphorus (a); potassium and calcium (b); magnesium and sulfur (c); copper and zinc (d); iron and manganese (e); and, aluminium and boron (f) on olive leaf 'Arbequina' submitted to different pHs. (Vertical bars represent confidence intervals 95%)	40

Lista de Tabelas

Table 1	Chemical and physical characteristics of the soil sample before the installation of the experimente	35
Table 2	Results of the ANOVA for regression equation of plant height (cm), stem diameter (mm) and chlorophyll content (SPAD) of 'Arbequina' olive plants submitted to different soil pHs over time after the transplant	38

Sumário

1 Introdução	15
2 Projeto de dissertação	19
2.1 Antecedentes e justificativa	20
2.2 Revisão bibliográfica	22
2.3 Hipótese	24
2.4 Objetivos	24
2.4.1 Objetivo geral	24
2.4.2 Objetivos específicos	24
2.5 Metas	25
2.6 Material e métodos	25
2.7 Cronograma de atividades	26
2.8 Previsão orçamentária	27
2.9 Referências bibliográficas	28
3 Relatório do trabalho de campo	30
4 Artigo - Morphophysiological Responses of Olive Plants of the Arbequina Cultivar in Acid Soils	33
4.1 Introduction	33
4.2 Materials and Methods	34
4.2.1 Experimental Design	34
4.2.2 Measurements of Morphophysiological Responses	36
4.2.3 Statistical Analysis	36
4.3 Results and Discussion	37
4.3.1 Plant Height, Stem Diameter and Chlorophyll	37
4.3.2 Nitrogen, Phosphorus, Potassium, Calcium, Magnesium, Sulfur, Copper, Zinc, Iron, Manganese, Aluminium and Boron	41
4.4 Conclusion	44
4.5 Acknowledgements	44
4.6 Conflicts of Interest	44
4.7 References	44
5 Considerações finais	49
Referências	50

1 Introdução

A oliveira [*Olea europaea* Lineu, 1753 (Oleaceae)] é uma espécie produzida a centenas de anos, cultivada há milênios na Região do Mediterrâneo e recentemente no Brasil. A produção mundial de azeitonas em 2014 foi de 15,4 milhões de toneladas (t), em área cultivada de 10,3 milhões de hectares. A Espanha foi o maior produtor (4,6 milhões de t), seguida pela Itália (1,9 milhões de t), Grécia e Turquia (1,8 milhões de t cada) e Marrocos (1,6 milhões de t), que juntos concentraram 76% da oferta mundial. Por sua vez, o Brasil ocupou a trigésima sexta posição, com produção de 512 t. Na América do Sul, os principais produtores de azeitonas são Argentina (17,5 milhões de t), Chile (11,1 milhões de t) e Peru (5,6 milhões de t) (FAOSTAT, 2017).

No entanto, atualmente, o Brasil é o terceiro maior importador de azeitona (105,8 mil t), depois dos Estados Unidos (135,4 mil t) e da Rússia (135,9 mil t) e o sexto em importação de azeite (71 mil t). Devido ao grande mercado consumidor brasileiro para azeite e azeitona de mesa nos últimos 10 anos, projetos tem sido implementados nos Estados das regiões Sudeste e Sul para o desenvolvimento da olivicultura, visando diminuir a dependência por estes produtos. Assim, a cultura vem ganhando importância e têm aumentado anualmente, principalmente nos estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo e Minas Gerais (RIZZO; ARGUMEDO, 2011; FAOSTAT, 2017).

No Rio Grande do Sul, os pomares foram instalados a partir de 2002, as pesquisas tiveram início em 2005, porém somente em 2010 foi produzido o primeiro azeite de oliva brasileiro em escala comercial (NICOLODI et al., 2011; ALFEI; NICOLODI, 2012) e em 2014 o azeite de 'Arbequina' da empresa Olivas do Sul conquistou o 2º lugar em concurso internacional de produtores do Hemisfério Sul. A

olivicultura pode ser uma excelente alternativa de renda para os fruticultores do Sul do Brasil, pois as plantas, principalmente da cultivar Arbequina, crescem e entram em produção em menos tempo do que o verificado em países como Itália e Espanha. A cada ano são implantados novos pomares de oliveiras e outras regiões vêm se destacando, como a Metade Sul do Estado, especialmente a região da Campanha e a região central do Estado, na Depressão Central.

A cultivar Arbequina tem como características marcantes folhas verdes escuras no verso e verde esbranquiçada no reverso com pecíolo forte, seus frutos são pequenos elípticos e simétricos, com mesocarpo muito aderente. É autofértil, com florada abundante, apesar de ser autofecunda é recomendável a associação da mesma com outras variedades para facilitar a polinização e aumentar a produtividade (GOMES, 1979; GUERRERO; ANDRES, 2003). A finalidade dessa cultivar é a produção de azeite. É resistente ao frio, suportando temperaturas abaixo de 0°C. Tem precocidade e elevada produção e resistência a solos alcalinos e a qualidade do azeite dessa cultivar é excelente (BARRANCO, 2008).

O desenvolvimento da oliveira está relacionado às propriedades do solo onde é cultivada. Embora possa ser produzida em várias classes de solo, se desenvolve melhor em solos de textura média, arenosos, profundos, bem drenados e com boa disponibilidade de nutrientes (COBO, 2008). Solos pesados e sujeitos a encharcamentos devem ser evitados. Cresce em solos de acidez média a baixa, podendo produzir bem na faixa de pH de 6,5 a 7,0 (FERNANÉZ-ESCOBAR, 2008). Porém, a cultura da oliveira é rústica e resistente a deficiências hídricas e nutricionais, tendo potencial para adaptação e crescimento em solos com pouca fertilidade (VOSSEN, 2007).

As informações sobre o cultivo de oliveira em solos ácidos ainda são escassas, no entanto ela suporta estresses abióticos como salino e seca, por exemplo. O principal problema do cultivo em solos ácidos é a toxicidade do alumínio que resulta em alterações nos processos fisiológicos e bioquímicos nas plantas e consequentemente na produtividade (MORA et al., 2006). A redução do crescimento da raiz é um dos sintomas iniciais mais evidentes da toxicidade do alumínio quando presente em pequenas concentrações micromolares nas plantas (RENGEL; ZHANG, 2003), o que reduz a absorção de água e nutrientes. Posteriormente, os órgãos

superiores também são afetados pela toxicidade (PEIXOTO; da MATA; da MATA, 2002). Enquanto que no nível celular o alumínio tóxico desencadeia a produção de espécies reativas ao oxigênio (BLOKHINA; VIROLAINEN; FAGERSTEDT, 2003; MA, 2005), o que altera a funcionalidade das biomembranas, favorecendo os danos oxidativos nas plantas (BOSCOLO; MENOSSI; JORGE, 2003; GUO et al., 2006).

O alumínio não é considerado um nutriente essencial (POSCHENRIEDER et al., 2008). Em termos de atividade agronômica, a maioria do alumínio é ligado a formas insolúveis, como aluminossilicatos e / ou precipitados como sulfato de hidróxido de alumínio (TAKAHASHI et al., 2006 a, b). O alumínio é solubilizado a partir de silicatos e óxidos (formas não tóxicas) para Al^{3+} , que é fitotóxico apenas em condições de baixo pH (WANG et al., 2006).

Por outro lado, o cálcio é um nutriente essencial em plantas (WHITE; BROADLEY, 2003). Isto está relacionado ao seu papel como regulador do crescimento e desenvolvimento (HEPLER, 2005) e é indispensável em várias funções metabólicas (PLIETH, 2005), como no alongamento da raiz e do caule (WHITE; BROADLEY, 2003); na estrutura e rigidez da parede celular (SILVA et al., 2005; SHUKRY; KHATTAB; EL-BASSIOUNY, 2007); controla permeabilidade da membrana através de interações entre fosfolípidos e proteínas de membrana (HEPLER, 2005). Entretanto, em solos ácidos, ocorrem acréscimos nos teores de alumínio que se tornam tóxicos e passam a interagir com o cálcio. O Al^{3+} é um inibidor poderoso da absorção de Ca^{2+} nas raízes. Como por exemplo, Al^{3+} é conhecido por afetar a estrutura e permeabilidade da membrana celular, bloqueando os canais de Ca^{2+} (PLIETH, 2005).

Enquanto que, o potássio (K) é um dos nutrientes mais importantes e altamente consumido pelas plantas, está relacionado ao crescimento, metabolismo e sobrevivência. Este elemento participa da atividade de enzimas, síntese proteica, fotossíntese, ajuste osmótico, movimentos estomáticos, síntese de carboidratos e translocação e tolerância ao estresse (SCHERER; MENGEL, 2007; MARSCHNER, 2012), na oliveira o potássio regula o estado da água (ARQUERO; BARRANCO; BENLLOCH, 2006).

Nesse contexto, o objetivo do trabalho foi avaliar as respostas morfofisiológicas de mudas de oliveira 'Arbequina' submetida a solos ácidos, devido

a importância que a acidez tem em interferir na absorção de outros nutrientes pela planta.

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS
Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel
Programa de Pós-Graduação em Agronomia

2 Projeto de Dissertação



**Influência do alumínio no desenvolvimento e na absorção de
nutrientes em mudas de oliveira (*Olea europaea* L.)**

Henrique Bisognin Gallina

Engenheiro Agrônomo

Orientador: Dr. Marcelo Barbosa Malgarim

Pelotas, 2015

2. 1 Antecedentes e justificativa

A olivicultura tem enorme impacto no cenário mundial devido a azeitona e o azeite de oliva serem parte da dieta alimentar tradicional de muitos países, mais especificamente na região mediterrânea, como Espanha, Portugal, Grécia, Marrocos, Tunísia, Itália, Turquia, sendo estes responsáveis por 90% da produção mundial de azeite de oliva. Os brasileiros estão aderindo a essa nova dieta como vem sendo chamada “dieta do mediterrâneo”. Com o aumento do poder aquisitivo da população, aumenta também a demanda por produtos com maior qualidade nutricional, pois segundo estudos recentes a população desta região vive mais e com maior qualidade de vida devido a alguns ingredientes alimentares dentre eles o azeite de oliva que é rico em ácido oleico e vários compostos antioxidantes. Quando consumido na sua forma *in natura* sem que sofra um processo de aquecimento para que suas gorduras não se tornem saturadas, é um grande aliado no combate de doenças cardiovasculares.

A oliveira foi introduzida no Brasil há vários séculos em praticamente todos os estados, quase sempre foram plantados perto das igrejas, para que seus ramos fossem usados no “domingo de ramos”. Foi inserida oficialmente no Rio Grande do Sul em Uruguaiana onde se registrou um dos primeiros plantios do Estado, através do embaixador Batista Luzardo, na fazenda São Pedro foram plantadas 72.000 mudas oriundas da Argentina, após uma série de análises feitas em laboratórios do Brasil e da Itália conclui-se que o azeite produzido aqui era de uma qualidade semelhante aos produzidos na Itália. De posse destes dados o plantio se alastrou pelo estado, sendo implantados pomares as margens do Rio Jacuí e nos municípios de Arroio Grande, Pelotas e Rio Grande entre outros, porém atualmente restam poucas plantas nestas áreas.

Atualmente nos municípios de Bagé, Cachoeira do Sul, Caçapava do Sul, Dom Pedrito, Encruzilhada do Sul, Pinheiro Machado, Rio Grande, Santana do Livramento, São Sepé e Vacaria encontram-se áreas cultivadas para fins experimentais e comerciais.

Conforme Coutinho, Ribeiro e Cappellaro (2009) no cenário mundial é raro o plantio de olivais em solos ácidos, por isso toda a literatura sobre o assunto é referenciada em solos alcalinos e/ou neutros sendo que nesses solos a única prática recomendada para melhorar a química do solo é a adubação, o que não corresponde a realidade dos solos do Rio Grande do Sul. As recomendações para a cultura nessas condições específicas estão sendo estudadas por ser uma cultura perene e os resultados demoram anos. Os órgãos oficiais de pesquisa e extensão estão trabalhando em pesquisas que buscam adequações na condição de cultivo, nível de correção, preparo de solo a serem feitos na implantação correta dos pomares.

Enquanto as pesquisas não geram dados, o recomendado nos solos do Rio Grande do Sul são adubação e calagem realizadas de acordo com a exigência da cultura sempre baseado na análise química do solo dos últimos cinco anos. A correção da acidez do solo deve ser feita para elevar o pH do solo para 6,5, a uma profundidade mínima de 40 cm em área total. Como a oliveira não tolera alumínio, as raízes não se desenvolverão em profundidade, caso exista a presença deste elemento químico. Nas tabelas, as quantidades de corretivo de acidez são sempre para a camada 0-20 cm. No caso de aplicação mais profunda, essas devem ser ajustadas proporcionalmente. A aplicação do corretivo de acidez deve ser feita em duas vezes. Na primeira, distribuir superficialmente 50% da quantidade indicada pela análise de solo em toda a área do pomar e aplicar em seguida toda quantidade indicada dos nutrientes fósforo e potássio (caso seja indicado pela análise de solo). Em seguida, fazer uma subsolagem profunda em toda a área (40 cm). Após, aplicar o restante do corretivo de acidez e lavrar a uma profundidade máxima possível. Essa etapa é executada juntamente com o preparo do solo (COUTINHO; RIBEIRO; CAPPELLARO, 2009).

2.2 Revisão bibliográfica

A oliveira (*Olea europaea* L.) pertence à família Oleaceae que inclui até 30 gêneros e 600 espécies distribuídas por regiões tropicais e temperadas (CORRÊA et al., 2002). Ela é originária da região geográfica que vai desde o sul do Cáucaso até as planícies do Irã, Palestina e zona costeira da Síria e estende-se até povoar todos os países às margens do Mediterrâneo (MESQUITA et al., 2006).

É uma árvore característica da região mediterrânea, conhecida mundialmente pela produção de azeitonas e azeite de oliva. Essa região é responsável atualmente por 98% do total da área cultivada de oliveiras em todo o mundo (EL; KARAKAYA, 2009) e fornece a maioria do azeite de oliva consumido no mercado internacional. O Brasil é um grande importador de azeite de oliva, posicionando-se entre os 10 países de maior consumo no mundo (OLIVA, 2015).

Considerando a importância que as oliveiras e seus produtos representam para o mercado brasileiro, entidades governamentais incentivaram o seu cultivo por pequenos produtores no país, que já apresenta área cultivada equivalente a 400 ha apenas na região sul do Brasil (TERAMOTO et al., 2010). A importância econômica da oliveira tem origem no seu fruto, a azeitona, que contém substâncias importantes do ponto de vista nutricional, tais como ácidos graxos insaturados, vitaminas e compostos fenólicos. Esses compostos também estão presentes no azeite de oliva (RIACHY et al., 2011) e os benefícios da sua ingestão diária à saúde tem sido relatados por diversos pesquisadores, como, por exemplo na prevenção de doenças cardiovasculares (CANELA; GONZÁLEZ, 2011).

Um dos fatores que causam maiores problemas em solos com pH abaixo de 5,0 conforme Echart e Cavalli-Molina (2001), é a elevada concentração de alumínio (Al) disponível, que constitui um fator limitante para o crescimento das plantas. A presença do alumínio reduz o crescimento e desenvolvimento das raízes e diminui a absorção de nutrientes, o que é desfavorável para o desenvolvimento de plantas sensíveis a esse elemento. Isso diminui o desempenho e potencial agrícola de produção da cultura que está sendo submetida a esse estresse.

O alumínio é o metal mais abundante no solo, uma vez que a maior parte dos minerais primários e secundários das rochas formados pela ação do intemperismo são aluminossilicatos, que, quando decompostos pela água carregada de gás carbônico, liberam o alumínio na forma trocável (Al^{3+}). Trata-se de um elemento anfótero que pode atuar como cátion em meio ácido e como ânion em meio básico, sendo o pH o principal fator que controla a sua disponibilidade no solo (MALAVOLTA, 1980).

Os solos do Rio Grande do Sul em seus atributos físicos são semelhantes aos solos europeus, com isso as práticas são as mesmas, porém no que se refere as partes químicas, estes são completamente diferentes, no continente europeu os solos são neutros a alcalinos (pH natural do solo $\geq 7,0$), enquanto que os solos brasileiros são ácidos com pH natural entre 4,5 e 5,5 fazendo com que os nutrientes fiquem indisponíveis para plantas.

Em goiabeira observou-se que, após os ajustes de pH, as soluções que continham alumínio em maiores doses permaneceram com os índices bastante estáveis. Uma das características de algumas espécies é a habilidade de elevar o pH do meio no qual se desenvolvem, provocando a precipitação do elemento pela absorção diferencial de cátions e ânions, reduzindo sua concentração em solução, ficando menos expostas aos efeitos nocivos do elemento (FOY, 1984; CAMBRAIA, 1989). Diante dessas afirmações, presume-se que a goiabeira não pertença ao grupo de plantas tolerantes ao excesso de Al, por não conseguir elevar os níveis de pH, mantendo-o numa forma inócua. Deve-se acrescentar, no entanto, que o comportamento diferencial entre plantas para tolerância pode variar de acordo com as espécies e dentro de uma mesma espécie (FURLANI, 1983).

Muitos pesquisadores acreditam que os efeitos da fitotoxidez de alumínio podem ser atribuídos diretamente a uma deficiência de fósforo induzida pelo Al (FOY, 1992). Para Oliveira (1979), esse pressuposto efeito sobre o metabolismo do fósforo pode estar ligado principalmente à sua retenção radicular e redução de sua translocação para a parte aérea.

A Arbequina é uma cultivar de origem espanhola com considerável resistência ao frio e suscetível à clorose férrica em terrenos alcalinos. É autocompatível, muito apreciada pela precoce entrada em produção, elevada produtividade bom

rendimento graxo e excelente qualidade de azeite produzido, porém com baixa estabilidade. O vigor da planta é reduzido, permitindo o maior adensamento de cultivo. O pequeno tamanho dos frutos dificulta a colheita mecânica (vibrador de tronco) (COUTINHO; RIBEIRO; CAPPELLARO, 2009).

2.3 Hipótese

O alumínio influencia o crescimento, desenvolvimento e acúmulo de nutrientes em mudas de oliveiras cultivadas em solos da região de Pelotas, Rio Grande do Sul.

2.4 Objetivos

2.4.1 Objetivo geral

Avaliar o comportamento de mudas de oliveira da cultivar Arbequina em relação a diferentes doses de alumínio.

2.4.2 Objetivos específicos

Avaliar o estado nutricional das plantas de acordo com as variáveis analisadas.

Determinar o crescimento e desenvolvimento de mudas de oliveira com diferentes doses de alumínio.

Mensurar o quanto as diferentes doses de alumínio afetam o potencial fotossintético da oliveira.

Justificar a escolha de determinado solo e/ou nível de correção do mesmo.

2.5 Metas

Determinar qual a influência do alumínio no desenvolvimento e na absorção de nutrientes em mudas de oliveira.

Produzir artigos científicos.

Elaborar uma dissertação.

2.6 Material e métodos

O presente trabalho será realizado em casa de vegetação da Universidade Federal de Pelotas (UFPEL) campus Capão do Leão situada na latitude 31°52'S, longitude 52°21'O e altitude 13 m. As plantas de oliveira com cerca de um ano serão transplantadas para vasos com o volume de 5 litros, com solos coletados na região de Pelotas.

Os tratamentos serão de doses de Al: 0, 5, 10, 15 e 20 mg L⁻¹, adicionados como cloreto de alumínio (AlCl₃). O experimento será distribuído em delineamento experimental inteiramente casualizado, com quatro repetições de cinco plantas, sendo cada repetição composta por uma planta por vaso. O pH da solução será ajustado para 4 ± 0,2, duas vezes por semana, com a solução de HCl (0,1 mol L⁻¹) ou NaOH (0,1 mol L⁻¹), visando minimizar a precipitação do alumínio.

Após a adição do Al, os valores de pH serão verificados nas diferentes soluções. Por meio de avaliação biométrica, serão estimados: altura da planta e diâmetro do caule. Também serão avaliados as concentrações e os acúmulos de macronutrientes (N, P, K, Ca, Mg e S) e micronutrientes (Cu, Fe, Mn e Zn) e de Al no conjunto de dois pares de folhas maduras mais jovem do eixo principal, aos 60 dias; concentrações e quantidades de nutrientes e alumínio nas folhas, aos 110 dias.

2.8 Previsão orçamentária

Material de consumo

Descrição	Unidade	Quantidade	Valor unitário (R\$)	Valor total (R\$)
Material de escritório	-	-	-	1.500,00
Vasos	Unid.	100	2,13	213,00
Combustível	L	500	3,45	1.725,00
Mudas	Unid.	100	5,00	500,00
Substrato	Kg	30	2,33	70,00
Material, laboratório e vidraria	-	-	-	2.500,00
Subtotal	-	-	-	6.508,00

Material permanente

Descrição	Unidade	Quantidade	Valor unitário (R\$)	Valor total (R\$)
Material bibliográfico	-	-	-	1.000,00
Subtotal	-	-	-	1.000,00

Outros serviços

Descrição	Unidade	Quantidade	Valor unitário (R\$)	Valor total (R\$)
Fotocópia	-	-	-	200,00
Inscrição em eventos	-	-	-	1.000,00
Passagens e diárias	-	-	-	3.000,00
Banners	Unid.	2	25,00	50,00
Subtotal	-	-	-	4.250,00

Custos totais

Tipo de custo	Valores (R\$)
Material de consumo	6.508,00
Material permanente	1.000,00
Outros serviços	4.250,00
Subtotal	11.758,00
Imprevistos (10%)	1.175,80
Total (R\$)	12.933,80

2.9 Referências bibliográficas

CAMBRAIA, J. Mecanismos de tolerância a toxidez de alumínio em plantas. In: **Anais da Reunião Brasileira de Fisiologia Vegetal**. 2.ed. Piracicaba: Sociedade Brasileira de Fisiologia Vegetal, 1989. p. 85-92.

CANELA, M. R.; GONZÁLEZ, M. A. M. Olive oil in the primary prevention of cardiovascular disease. **Maturitas**, v. 68, p. 245-250, 2011.

CORRÊA, M. J. P. et al. Caracterización histoquímica de la etapa temprana del desarrollo del fruto del olivo (*Olea europaea* L.). **Acta Botânica Brasilica**, v. 16, p. 77-82, 2002.

COUTINHO, E. F.; RIBEIRO, F. C.; CAPPELLARO, T. H. (Ed.). **Cultivo de Oliveira** (*Olea europaea* L.). Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2009. 125 p.

ECHART, C. L.; CAVALLI-MOLINA, S. Fitotoxicidade do alumínio: efeitos, mecanismo de tolerância e seu controle genético. **Revista Ciência Rural**, v. 31, p. 531-541, 2001.

EL, S. N.; KARAKAYA, S. Olive tree (*Olea europaea*) leaves: potential beneficial effects on human health. **Nutrition Reviews**, v. 67, p. 632-638, 2009.

FOY, C.D. Physiological effects of hydrogen, aluminum and manganese toxicities in acid soil. In: ADAMS, F. **Soil acidity and liming**. Madison: American Society of Agronomy, 1984. p. 57-97.

FOY, C. D. Soil chemical factors limiting plant root growth. In: HATFIELD, J. L. **Limitations to plant root growth**. New York: Springer-Verlag, 1992. p. 97-149.

FURLANI, P. R. Toxicidade de alumínio e manganês em plantas. In: RAIJ, B. van; BATAGLIA, O. C.; SILVA, N. M. **Acidez e calagem no Brasil**. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1983. p.79-85.

MALAVOLTA, E. **Elementos de Nutrição Mineral de Plantas**. São Paulo: Editora agrônômica Ceres Ltda, 1980. 251 p.

MESQUITA, D. L. et al. Aspectos econômicos da produção e comercialização do azeite de oliva e da azeitona. **Informe Agropecuário**, v. 27, p. 7-12, 2006.

OLIVA. Associação Brasileira de produtores, importadores e Comerciantes de azeite de oliva. **Conhecendo melhor o azeite de oliva** - História e Origem do Azeite. Disponível em: <<http://www.oliva.org.br/conhecendo-o-azeite.php>>. Acesso em: 24 jun. 2015.

OLIVEIRA, L. E. M. **Crescimento e comportamento nutricional de cultivares de mandioca (Manihot esculenta, Grantz), submetidos a níveis de alumínio**. 1979. 39 f. Dissertação (Mestrado em Fisiologia Vegetal) - Departamento de Biologia Vegetal, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 1979.

PIMENTEL-GOMES, F. **Curso de estatística experimental**. Piracicaba: Nobel, 1990. 468 p.

RIACHY, M. E. et al. Hydrophilic antioxidants of virgin olive oil. Part 1: Hydrophilic phenols: A key factor for virgin olive oil quality. **European Journal of Lipid Science and Technology**, v.113, p. 678-691, 2011.

TERAMOTO, J. R. S et al. **Histórico da introdução da cultura da oliveira no Brasil**. Infobibos-Organização de Eventos Científicos, Cursos e Treinamentos, 2010. Disponível em: <http://www.infobibos.com/Artigos/2010_4/HistoricoOliveira/index.htm>. Acesso em: 28 mai. 2013.

3 Relatório do trabalho de campo

As atividades do experimento foram realizadas conforme o cronograma previsto no projeto. O trabalho teve início em agosto de 2015, com a manutenção das mudas de aproximadamente um ano de idade oriundas de plantas-matrizes de oliveira (oito anos) da cultivar Arbequina. Em dezembro de 2015 o solo foi coletado no Centro Agropecuário da Palma, pertencente à Universidade Federal de Pelotas (UFPeI), localizado no município de Capão do Leão/RS (31°52'00"S, 52°21'24"O e altitude de 13,24 m) e transportado para as dependências do Departamento de Fitotecnia, Área de Concentração Fruticultura de Clima Temperado da UFPeI.

Na sequência, encaminhou-se uma amostra de solo para a análise das propriedades físicas e químicas, e posteriormente foram preenchidos os vasos plásticos com capacidade volumétrica de 10 litros. Antes da instalação do experimento procedeu-se a testes para definir como estabelecer os níveis de pH nos vasos.

Inicialmente, o alumínio nortearia o trabalho e seriam adotadas diferentes doses de alumínio (0, 5, 10, 15 e 20 mg L⁻¹) determinadas com cloreto de alumínio (AlCl₃) e o pH da solução ajustado para quatro com HCl ou NaOH (0,1 mol L⁻¹). Porém, durante os testes iniciais realizados entre janeiro e março de 2016 percebeu-se a dificuldade em estabelecer essas doses e acertar o pH com HCl ou NaOH. Desta forma, optou-se em ajustar o pH do solo nos vasos com ácido sulfúrico (H₂SO₄), testando diferentes níveis de pH nos teores de nutrientes foliares, inclusive a resposta ao alumínio. Os pHs foram ajustados conforme a padronização e o exemplo descrito abaixo:

Densidade do $\text{H}_2\text{SO}_4 = 1,84 \text{ g/ml ou g/cm}^3$

1 mL 1,84 g

x 1,7493 g de H_2SO_4 / dm^3 de solo

x = 0,95 mL de H_2SO_4 concentrado / dm^3 de solo

0,95 mL 200 mL

1 mL 200 mL

1 mL de H_2SO_4 / 200 mL de água $\longrightarrow$ 1 dm^3 solo

Sendo que o pH passou de 6,2 para 3,47, logo:

$6,2 - 3,47 = 2,73$ unidades de pH / mL

Exemplo para 0,5 mL:

$3,47 / 2 = 1,735$

$6,2 - 1,735 = \text{pH } 4,46, \text{ para } 1 \text{ kg de solo.}$

O experimento foi instalado em 10/05/2016 e os pHs testados foram 2,9; 3,1; 3,9; 4,3; 5,0; e, 6,3. O controle dos níveis do pH ocorreu semanalmente e quando necessário foi realizada a adequação respeitando os níveis determinados. No dia seguinte à instalação, em 11/05/2016, foi realizada a primeira avaliação para estatura de planta, diâmetro do caule e teor de clorofila, essas avaliações foram repetidas de 30 em 30 dias, totalizando seis avaliações. Em 11/10/2016 foi realizada a coleta das folhas para a análise dos teores de nutrientes foliares. Posteriormente, as amostras foram acondicionadas em sacos de papel identificados e enviados imediatamente para análise química, que foi realizada no Laboratório de Análise de Solo do Departamento de Solos da Faculdade de Agronomia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS).

Artigo

Morphophysiological Responses of Olive Plants of the Arbequina Cultivar in Acid Soils

American Journal of Plant Sciences
(Publicado)

Henrique Bisognin Gallina, Cristiano Geremias Hellwig, Marcelo Barbosa Malgarim,
Paulo Mello-Farias

4 Morphophysiological Responses of Olive Plants of the Arbequina Cultivar in Acid Soils

Henrique Bisognin Gallina*, Cristiano Geremias Hellwig, Marcelo Barbosa Malgarim, Paulo Mello-Farias

Departamento de Fitotecnica, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, Brasil

Email: *ikaogallina@hotmail.com

How to cite this paper: Gallina, H.B., Hellwig, C.G., Malgarim, M.B. and Mello-Farias, P. (2017) Morphophysiological Responses of Olive Plants of the Arbequina Cultivar in Acid Soils. *American Journal of Plant Sciences*, 8, 2732-2747.
<https://doi.org/10.4236/ajps.2017.811184>

Received: August 19, 2017

Accepted: October 17, 2017

Published: October 20, 2017

Copyright © 2017 by authors and Scientific Research Publishing Inc. This work is licensed under the Creative Commons Attribution International License (CC BY 4.0).

<http://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>



Open Access

Abstract

The current study aimed to investigate the morphophysiological responses with determinations of the plant height, stem diameter, chlorophyll content, and leaf nutrients of 'Arbequina' olive plant in acid soils. For evaluations of plant height, stem diameter, chlorophyll content, the experimental design was completely randomized arranged in split-plot design. The factor allocated to the main plots was consisted of the time after transplant (0, 30, 60, 90, 120 and 150 days after transplant - DAT) and, the factor arranged in the subplots was composed by pH with six levels 2.9; 3.1; 3.9; 4.3; 5.0; and, 6.3 (witness). In determination of leaf nutrient content (nitrogen, phosphorus, potassium, calcium, magnesium, sulfur, copper, zinc, iron, manganese, aluminium and boron) was followed the same experimental design, however, only pH was tested. Plant height, stem diameter and chlorophyll content (SPAD) are not prejudiced by acidic pH up to 150 DAT. For the different pH levels tested, the nitrogen, phosphorus, potassium, calcium, magnesium, sulfur, copper, zinc, iron, manganese and boron foliar contents are adequate for the olive crop, except nitrogen at pH 2.9. The 'Arbequina' olive plants adequately support acidic soils even with accentuated additions in the foliar aluminium content.

Keywords

pH, Olive Tree, Abiotic Stress, Plant Height

4.1 Introduction

The olive tree (*Olea europaea* L.) is a crop, among the oilseeds, which has gained prominence within the world agricultural chain, concentrating basically on two products, olive oil and table olives. The world production of olives in 2014 was 15.4 million tons, in a cultivated area of 10.3 million hectares. Spain was the

largest producer (4.6 million tons), followed by Italy (1.9 million tons), Greece and Turkey (1.8 million tons each) and Morocco (1.6 million tons). Together they accounted for 76% of the world's supply. Alongside, Brazil occupied the thirty-sixth position, with production of 512 tons [1].

However, the yield of olives can be seriously compromised because of climatic changes in areas of their greatest activity, or with need to introduce crop into unfavorable agricultural areas. Although it is a well-adapted plant to withstand relatively high solar radiation, low temperatures, dry and salinity [2]-[7], the cultivation in acid soils is still a challenge to the crop, because it modify both, the growth and the nutritional balance of the plants [8] [9].

According to literature, it is documented that the olive tree is a species with tolerance to salinity [2] [7] [10]. However, when grown on acid soils information on aluminium tolerance is still scarce [11]. These soils comprise acidity ranging from 4.5 to 5.5 [12], high content of organic matter [13] [14], low availability of phosphorus [15], as well as low calcium, magnesium and molybdenum contents [16] and high levels of extractable aluminium and manganese [17]. At $\text{pH} \leq 5.5$, aluminium toxicity is the main stress factor for plants [18] [19], which limits crop production.

In acidic conditions there is an increased of trivalent cation (Al^{3+}) [20] [21], which among all species of aluminium, is the more toxic available to the plant [22]. The first and most recognized effect of aluminium toxicity in plants is an inhibition of division and elongation of meristematic cells and, therefore, reduction in the growth of roots [23] [24]. In the toxicity of aluminium, roots are thinner and dark, resulting in lower efficiency on absorption of water and nutrients, this effect is more pronounced in the seedlings than in adult plants [25]. Other effects include reduction of cellular respiration; high rigidity of the cell wall [26]; and, inhibition of photosynthesis [20].

The cultivation of olive orchards is expanding in countries with acid soil problems and aluminium toxicity, as well as in Brazil. The acid soils alter mainly characteristics related to the growth and development of the plants, as in the absorption of chlorophyll pigments necessary for the photosynthesis [20], which results in changes in the plant height, stem diameter and in addition, they alter the nutrients in the leaves of the plants [8] [9]. In this context, the current study aimed to investigate the morphophysiological responses with determinations of the plant height, stem diameter, chlorophyll content, and leaf nutrients of 'Ar-bequina' olive plant in acid soils.

4.2 Materials and Methods

4.2.1 Experimental Design

The experiment was conducted in a greenhouse on the Phytotecnia Department of the Eliseu Maciel School of Agronomy (FAEM), Federal University of Pelotas (UFPel) located at city of Capão do Leão (31°48'13.57"S, 52°24'54.18"W and 14 m elevation), Rio Grande do Sul, Brazil, from May to November 2016. The climate

of the region according is of type Cfa, temperate humid with hot summers [27]. During the period of the experiment, minimum temperature was 13.1°C and maximum 22.1°C, 84.3% mean relative humidity and 140.7 mm mean precipitation [28].

The material used originated from olive-tree plants (eight years) of cv. Arbequina. Each experimental unit was composed of a plastic vase with volumetric capacity of 10 liters, filled with sifted soil and classified as solodic Haplic Eutrophic Planosol, belonging to Pelotas mapping unit [29], with a one year old plant approximately obtained by micropropagation. Were selected plants with the same height, stem diameter and phytosanitary status, free from diseases and pests. The soil used was analyzed for chemical and physical characteristics (Table 1). Olive plants were transplanted to vase in May 2016 and evaluated at 0, 30, 60, 90, 120 and 150 days after transplantation (DAT). The management and cultural practices were carried out following the technical recommendations of the crop [30].

For evaluations of plant height, stem diameter and chlorophyll content, the experimental design was completely randomized, arranged in split-plot design, with five replications, each replicate being composed of three plants. The factor allocated to the main plots consisted of the time after the transplant, being 0, 30, 60, 90, 120 and 150 days after the transplant (DAT), and the factor arranged in the subplots was composed by pH with six levels 2.9 ; 3.1; 3.9; 4.3; 5.0; and, 6.3 (considered as a witness). For determination of the leaf nutrient content was followed the same experimental design and number of replications, but only the pH treatment factor was tested, at the same levels described previously.

The soil pH adjustment on the vases was carried out with H₂SO₄ (0.01 mM) from the sampling and analysis of 10 g of soil. The reading was performed with benchtop pHmeter (Quimis®, model Q400AS, São Paulo, Brazil) and Mettler

Table 1. Chemical and physical characteristics of the soil sample before the installation of the experiment.

pH	Ca ^{1/}	Mg ^{1/}	Al ^{1/}	H + Al	CEC _{effective}	CEC _{pH7.0}	K	Saturation (%)		Index SMP
Water 1:1	-----cmol/dm ³ -----							Al	Bases	
6.0	4.3	4.3	0.0	1.7	8.8	10.5	0.20	0.00	84	6.8
O.M. (%)	Clay (%)	Class of clay			S	P-Mehlich ^{2/}	K ^{2/}		Fe (%)	
----- m/v -----					----- mg/dm ³ -----					
1.24	15		4		4.5	16.5		79		0.13
Cu ^{2/}	Zn ^{2/}	B	Mn ^{1/}	Na ^{2/}	Molar relationships					
-----mg/dm ³ -----						Ca/Mg	Ca/K	Mg/K		
0.7	0.7	-	17.1	10		1.00	21.50	21.50		

Clay determined by the densimeter method. O.M.: organic matter by wet digestion. ^{1/}Extraction method of Ca, Mg, Al and Mn of the soil that use KCl solution (1.0 mol·L⁻¹) as an extractor. ^{2/}Method of extraction of P, K, Cu, Zn and Na of the soil using the Mehlich I solution (H₂SO₄ 0.0125 mol·L⁻¹ + HCl 0.05 mol·L⁻¹) as an extractor. In all extractions the ratio of soil: extraction solution of 1:10 (sample mass of 5.0 g and volume of the extracting solution of 50 mL) was used. CEC: Cation Exchange Capacity.

Toledo electrode (Inlab 413) individually from per vase in 10 g of dry soil, di-luted and homogenized in distilled water. The pH of the experimental units was established at the experiment installation, and weekly one pH measurement and adjustment were performed according to the determined levels.

4.2.2 Measurements of Morphophysiological Responses

One day after plant transplantation, the first evaluation was performed for plant height, stem diameter and chlorophyll content, who was considered the initial time (zero). Subsequently, these evaluations were performed every 30 days after the transplant date (DAT), totaling six evaluations. Plant height was determined using a millimeter ruler, measuring from 10 cm of soil height to the highest point of the plant and the results were expressed in centimeters (cm). The stems diameters were measured at 10 cm from the soil, using a digital caliper (Starret 727), and the results were expressed in millimeters (mm). The relative chloro-phyll content (SPAD) was determined with the Soil Plant Analysis Development Chlorophyll Meter (SPAD-502, Minolta, Japan) by reading in median part of the leaf, in 30 leaves per experimental unit.

For the determination of leaf nutrient content, leaf collection occurred at's 150 DAT. Each sample was composed of 200 leaves, 50 leaves were collected in each quadrant (north, south, east and west). Two to three leaves were collected per branch, in the middle third of outer branches of the top. The samples were stored in identified paper bags and sent immediately for chemical analysis, which was carried out at the Soil Analysis Laboratory of the Department of Soil of the Federal University of Rio Grande do Sul (UFRGS). The samples were dried at 65°C in a kiln with forced air circulation and ground until completely sieved with a 2 mm mesh. The nutrients determined were nitrogen by the TKN method, by sulfur digestion and distillation (Kjeldahl), with limit of detection of 0.01% and results expressed as percentage (m/m), and total phosphorus, potas-sium, calcium, magnesium and sulfur by wet digestion in extracts of ni-tric-perchloric acids by optical emission spectrophotometry (ICP-OES) and de-tecton limit of 0.01%, and the results were expressed as percentage (m/m). The total copper, zinc, iron, manganese and aluminium contents were also quantified by ICP-OES in wet digestion in extracts of nitric-perchloric acids and the results expressed in $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$, with a detection limit of 0.3 $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ for copper, 1 $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ for zinc, 2 $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ for iron and manganese, and 10 $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ for aluminium. Bo-ron was determined in dry digestion by ICP-OES, with limit of detection of 1 $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ and the results expressed in $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ [31] [32].

4.2.3 Statistical Analysis

The data were analyzed for normality by the Shapiro-Wilk's test; to homoscedasticity by the Hartley's test; and, the independence of was by graphic analysis. Afterwards, data of plant height, stem diameter and chlorophyll content were submitted to the Response Surface Regression procedure (PROC RSREG), with analysis of the effects linear, quadratic and interaction linear of independente

variables [33]. The fit of the model was based on low residuals; low p-value; low standard deviation; high coefficient of determination (R^2) and R^2 adj. and the lack of fit for the model, which was determined by analysis of variance (ANOVA), using the Response Surface Regression (RSREG) procedure. The lack of fit test is designed to determine whether the selected model is adequate for describing the observed data or whether a more complex model should be used. Statistical testing of the model was done by Fisher's statistical test. The robustness of the model was assessed by the determination coefficient (R^2), and F-test. Then, the second-order polynomial Equation (1) was fitted to the data of the response variables:

$$y = \beta_0 + \sum \beta_i x_i + \sum \beta_{ii} x_i^2 + \sum \beta_{ij} x_i x_j \quad (1)$$

where y is the response variable; x_i , x_j are the input variables, which influence the response variable y ; β_0 is the intercept; β_i is the linear effect; β_{ii} is the quadratic effect and β_{ij} is the interaction between x_i and x_j .

For optimization an additional canonical rotational analysis was used the response surface, where the levels of the variables (x_1 , pH; x_2 , time after transplantation) (within the experimental range) were determined to obtain the response of each dependent variable studied. The optimization of the response functions consisted of the translation of the response function (y_k) from the origin into the stationary points (x_0). The response function was maximal when all roots obtained negative values, and minimum when all roots obtained positive values. If one of the roots has showed positive and negative values, a saddle point was characterized [34] [35].

For leaf nutrient content data, after verification of the assumptions, they were submitted to analysis of variance through the F-test ($p \leq 0.05$). Statistically significant, the pH effect was evaluated by regression models ($p \leq 0.05$), as per Equations (2)-(4):

$$y = y_o + ax \quad (2)$$

$$y = y_o + ax + bx^2 \quad (3)$$

$$y = y_o + a/x + b/x^2 \quad (4)$$

where: y = response variable; y_o = response variable corresponding to the minimum point of the curve; a = estimated maximum value for the response variable; b = slope of the curve; x = pH. The selection of the model was based on the low residue, low p-value, and high R^2 and R^2 adj. When no equation adjustment occurred, pH levels were compared with 95% confidence intervals, these intervals were plotted on the graph and the differences were considered significant when there was no overlap between the vertical bars.

4.3 Results and Discussion

4.3.1 Plant Height, Stem Diameter and Chlorophyll

The tests of normality, homoscedasticity and the independence of the residue

showed that data transformation was not necessary. The ANOVA of the regression models indicated that the resulting models were highly significant ($p < 0.05$) and did not show a lack of significant adjustment. Thus, these models were used to describe the effects of independent variables (pH and time after trans-plant) on plant height, stem diameter and chlorophyll content (SPAD) of 'Ar-bequina' olive plants (**Table 2**).

Both the linear and quadratic effect of pH and the time after transplantation and your interaction were observed for plant height, stem diameter and chlorophyll content (SPAD) (**Table 2**). The resulting response surface equation described plants height perfectly ($R^2 = 0.80$ and $R^2 \text{ adj} = 0.78$), together with the lack of fit which was not significant ($p = 0.49$) (**Table 2** and **Figure 1(a)**). The relationship between plant height and independent variables was described by the established response surface model and from the canonical rotational analysis, the stationary point was minimal (**Figure 1(a)**). By the optimization it was obtained 76.63 cm of height with pH of 4.7 in 15.2 days after the transplant.

Plant height showed decreases in all pHs tested in the days following transplantation (up to 60 DAT) (**Figure 1(a)**). A similar result was obtained in guava,

Table 2. Results of the ANOVA for regression equation of plant height (cm), stem diameter (mm) and chlorophyll content (SPAD) of 'Arbequina' olive plants submitted to different soil pHs over time after the transplant.

Variable responses	Source	SS	MS	F value	Pr > F
Plant height (cm)	Linear	13872		23.43	<0.0001
	Quadratic	1894		3.20	0.0415
	Cross-product	1204		4.07	0.0441
	Total model	16970		11.47	<0.0001
	Lack of fit	19635	654.51	0.85	0.49
	Pure error	138137	274.63		
Stem diameter (mm)	Linear	39.70		21.10	<0.0001
	Quadratic	22.19		11.80	<0.0001
	Cross-product	1.18		1.26	0.0480
	Total model	63.07		13.41	<0.0001
	Lack of fit	22.61	0.75	0.79	0.78
	Pure error	478.85	0.95		
Chlorophyll content (SPAD)	Linear	208.94		2.78	0.0062
	Quadratic	393.78		5.24	0.0056
	Cross-product	106.95		2.85	0.0092
	Total model	709.67		3.78	0.0023
	Lack of fit	3732	124.42	0.84	0.51
	Pure error	16258	32.39		

SS, sum of squares; MS, mean square.

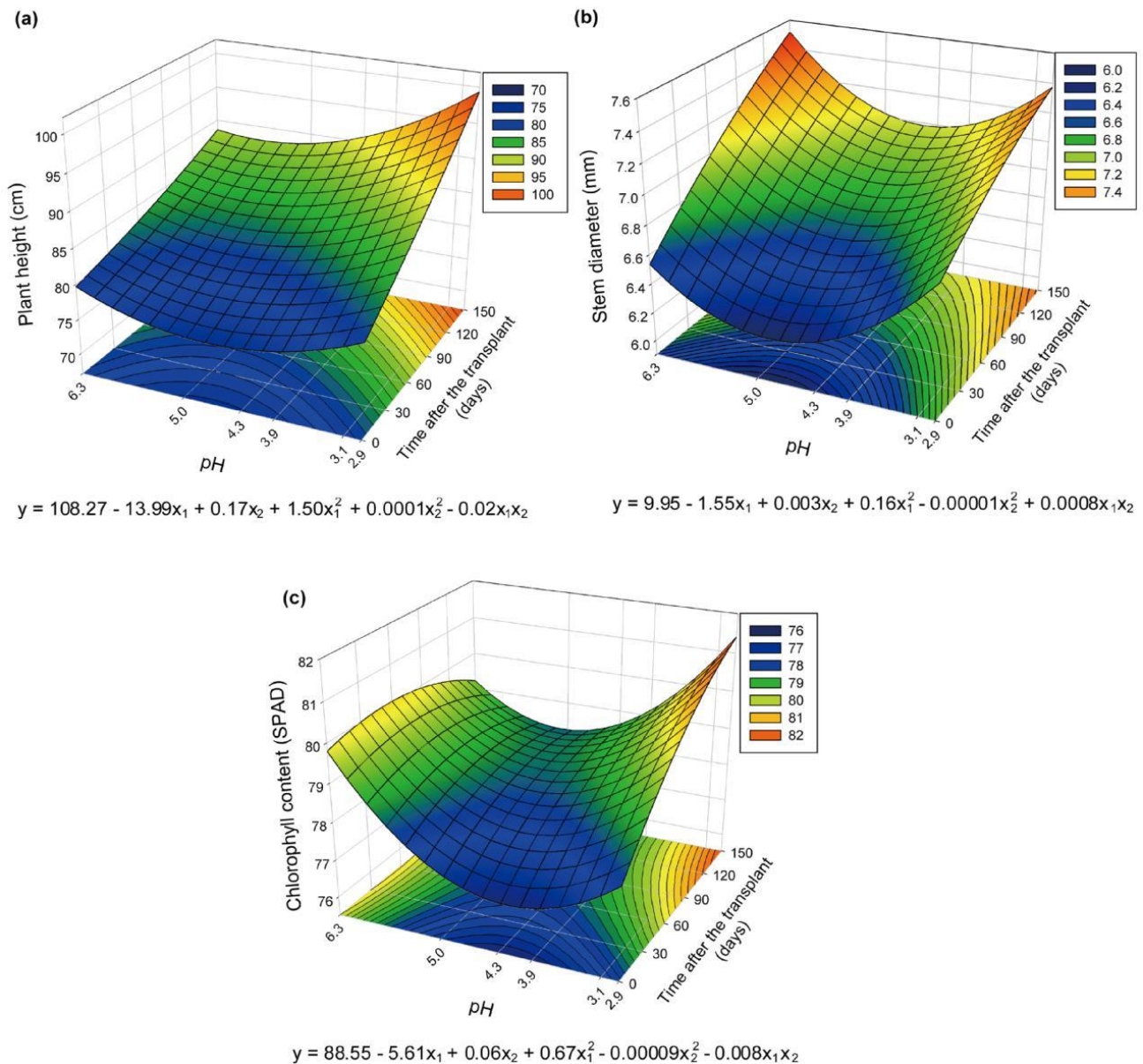


Figure 1. Plant height (cm) (a), stem diameter (mm) (b) and chlorophyll content (SPAD) (c) of ‘Arbequina’ olive plants submitted to different soil pHs over time after the transplant.

where the increase of aluminium doses resulted in a reduction in the height of the seedlings evaluated at 30 days [36]. However, in the extremely acidic pHs (3.1 and 2.9), which were responsible for the higher leaf aluminium contents (Figure 2(e)), the plant height values were higher than those verified at the initial pH (6.3). Thus, ‘Arbequina’ olive plants tolerated acidic pHs and these did not interfere with growth.

The stem diameter ($R^2 = 0.78$ and $R^2 \text{ adj} = 0.76$) was explained by the response surface equation and the test for the lack of fit was not significant ($p = 0.78$), confirming that response surface equation adequately delineated the data (Table 2 and Figure 1(b)). For the stem diameter, the canonical and stationary point

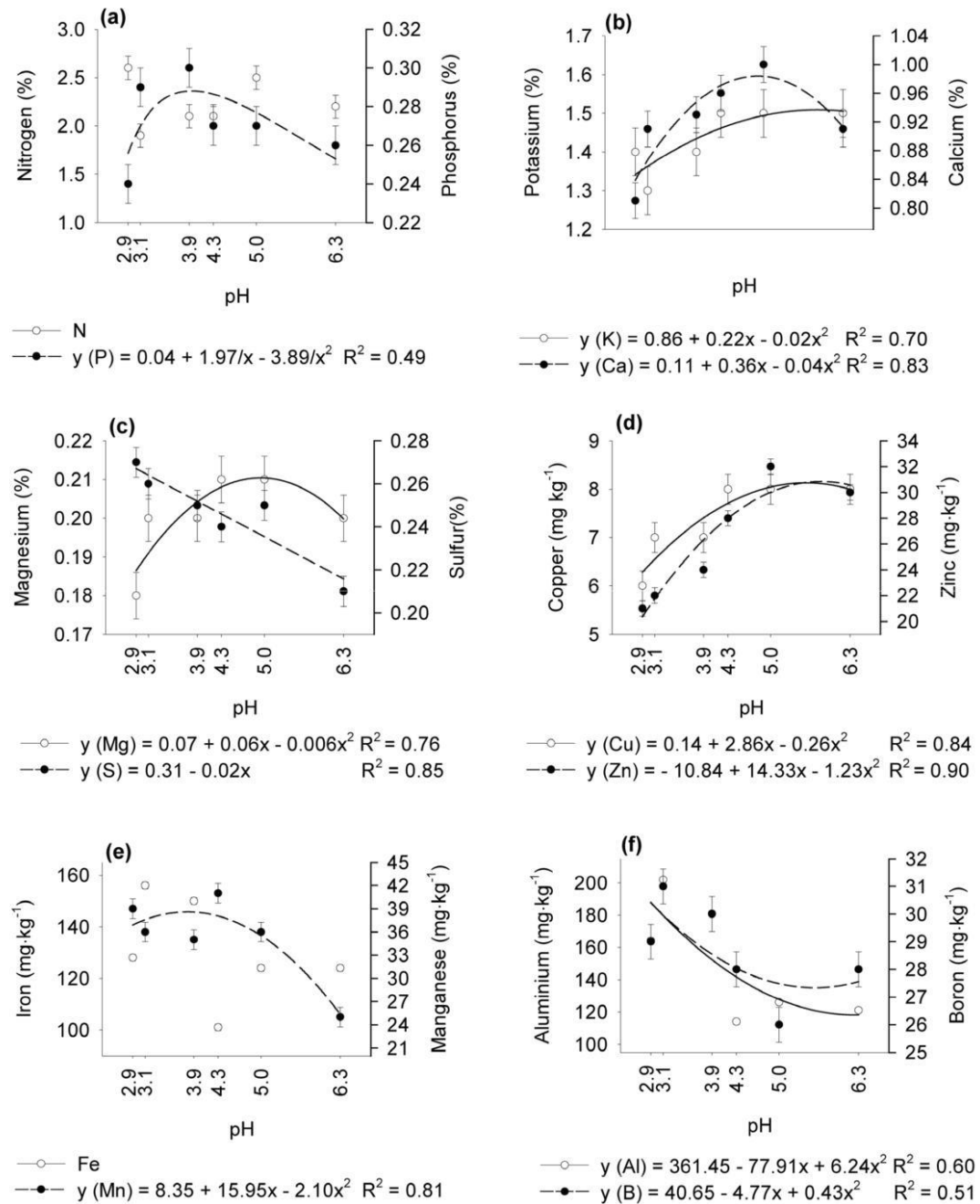


Figure 2. Contents of nitrogen and phosphorus (a); potassium and calcium (b); magnesium and sulfur (c); copper and zinc (d); iron and manganese (e); and, aluminium and boron (f) on olive leaf 'Arbequina' submitted to different pHs. (Vertical bars represent confidence intervals 95%).

analysis indicated the saddle point (mixed signals of all eigenvalues) as a stationary point, suggesting that the movement away from these points caused increases or decreases in the response, depending on the direction of movement. By mathematical optimization, the optimal conditions were pH 5.7 and time after transplantation of 107 days, obtaining 7.17 mm of stem diameter.

At pHs 5.0; 4.3; and, 3.9 the stems diameters showed decreases up to 90 DAT. However, at pHs 3.1 and 2.9 the diameter increased and these values approached

to the initial pH values (6.3) at both 120 and 150 DAT (**Figure 1(b)**). These results contradict those obtained in guava tree, where there was a reduction in stem diameter at 110 days [36].

The p-value of the model (<0.0023) and the lack of fit not significant ($p = 0.51$) indicated that the experimental data obtained adjusted for the model established for the chlorophyll content (SPAD). The resulting regression equation had coefficient of determination (R^2) of 0.83 and R^2 adj. of 0.80, indicated that 83% of the total variation was explained by the model (**Table 2** and **Figure 1(c)**). The canonical rotational analysis and the stationary point also indicated as stationary point the saddle point for chlorophyll content (SPAD) (**Figure 1(c)**). By mathematical optimization, the optimum conditions were 4.8 pH at 118.8 DAT. Under these conditions, the chlorophyll content (SPAD) was 78.45.

The highest reductions in chlorophyll content were observed on the initial days after transplantation at pH 4.3 and 3.9 (**Figure 1(c)**). This suggests that the occurrence of chlorophyll degradation and early senescence, probably due to the harmful effects of reactive oxygen species on chloroplasts [9] [37].

The high concentrations of aluminium in the soil hinder the development of the plant at the physiological and biochemical level, altering the photosynthetic rate, the total chlorophyll content and also inhibit the transport of electrons in the PSII [37] [38]. This was not confirmed by measurements of the SPAD index, widely used as a non-destructive estimate of chlorophyll content. In the last evaluation (150 DAT), which coincides with the nutritional evaluation, high levels of aluminium were observed in the leaves at pHs 3.1 and 2.9 (**Figure 2(e)**), while the average values obtained for chlorophyll at these pHs were higher than pH 6.3. The plants were able to recover the chlorophyll content under high stress in acid soil, exceeding the initial value of chlorophyll, which shows that the 'Ar-bequina' olive plants were possibly tolerant to the action of aluminium [11].

4.3.2 Nitrogen, Phosphorus, Potassium, Calcium, Magnesium, Sulfur, Copper, Zinc, Iron, Manganese, Aluminium and Boron

In all nutrients was observed significance for the pH effect (**Figure 2**). For the nitrogen data it was not possible to adjust regression models and the highest content was verified at pH 2.9 with a performance equal to pH 5.0. However, pH's 4.3; 3.9; and, 3.1 did not differ from each other (**Figure 2(a)**). No large changes in nitrogen content were observed, in the pH 6.3 the contents of nitrogen was 2.2% and extreme acid (pH 2.9) was 2.6%. The Arbequina olive tree plants tolerate appropriately the acidic pHs, and in none of the evaluated pH did indicate that the leaf nitrogen concentration fall below the threshold of deficiency (1.4%) [39] [40] [41]. However, at pH 2.9 as the mean value was 2.6%, this value is already considered to be toxic to the plant [42] [43]. Generally, elements such as potassium, boron, nitrogen and manganese are required by the plant in larger quantities at the time of flowering and fruiting [44], moment who is not applicable in the study. As nitrogen is integral component of proteins, nucleic acids and many other organic structures in living cells [45], this explains its

abundance found in the leaves of this study.

The second-order inverse polynomial regression model was adjusted for the total phosphorus content ($F = 5.3189$, $p = 0.018$), with observed increases of 9.3; 12.9; 13.6; and, 6.3% for pHs 5.0; 4.3; 3.9; and, 3.1, respectively when compared to the control (pH 6.3) (**Figure 2(a)**). The foliar phosphorus content was adequate to the sufficiency range indicated for the culture of 0.1 to 0.3% [46], revealing good capacity of absorption of the nutrient, since, regardless of the pH used and despite of mean value initial in soil, these maintained medium to high levels of phosphorus in foliar tissue. In the olive tree, phosphorus is removed in small quantities for fruit production and under pruning effect, compared to other macronutrients [47], and the efficiency of absorption is also very low [48].

For potassium ($F = 3.4643$, $p = 0.05$) the quadratic polynomial regression model was fitted (**Figure 2(b)**). When olive plants 'Arbequina' were subjected to acidic pHs 3.9 and 3.1 occurred decrease in potassium concentrations of 2.6 and 7.0%, respectively, compared to pH 6.3, and the maximum estimated was 1.47% potassium at pH 5.5. The potassium showed adequate concentration ($>0.8\%$) [42] [43] for all pHs tested, reaching 1.5% between pH 6.3 to 4.3 but not exceeding to 1.65%, which would be toxic to the plant. Although it is documented that potassium many times represents a nutritional problem in olive orchards [44] [49], even with decreases in the contents, the pH range tested did not represent a deficiency for the plant and without the need to apply high fertilizer rates.

Calcium ($F = 12.1839$, $p = 0.0007$) showed quadratic behavior (**Figure 2(b)**) and when the 'Arbequina' olive plants were submitted to pHs 3.9 and 3.1 showed increases of 14.6 and 6.5% in calcium contents, respectively, when compared to pH 6.3. By deriving the mathematical model, the maximum estimated was 0.92% of calcium with pH 4.5. Even with register of the increase in calcium content with the pH reduction, the mean values still remained within the range considered ideal for the crop, which recommends as deficiency values lower than 0.6%, adequate (optimal) between 1% - 1.43% and toxic when higher than 3.5% [42] [43].

Studies have shown that aluminium directly interferes with various channel proteins in the plasma membrane, thereby reducing the absorption of mono and divalent cations, such as potassium and calcium [50] [51]. Aluminium-triggered stress was reported to reduce calcium through three mechanisms: (1) inhibition of calcium transport by symplastic pathway by aluminium, (2) disruption of calcium homeostasis in aluminium-induced cytoplasm, and (3) displacement of calcium by aluminium in apoplastic pathway [52] [53]. In contrast to these reports, in this study (**Figure 1(b)** and **Figure 1(f)**) only a reduction in calcium content at extremely acidic pH (2.9) occurred, confirming that the 'Arbequina' olive plants were able to withstand the other pHs tested and that even with increases in aluminium content, did not reduce the absorption of this nutrient.

This indicates that another mechanism is involved in mitigating the effect of aluminium toxicity, for example, sequestration of this toxic element into

metabolically less sensitive cell compartments such as vacuoles or activation of genes involved in defense antioxidant mechanisms [38] [54] [55] [56].

The data concerning the percentage of magnesium generated in olive leaves with the pHs studied were adjusted to the quadratic polynomial regression equation ($F = 6.2469$, $p = 0.0106$), obtaining a coefficient of determination (R^2) of 0.76. Plants maintained at pH 5.0 generated the highest percentage of magnesium, increasing by 4.8% when compared to pH 6.3. So much so that the maximum estimated value was 0.22% of magnesium at this pH. Already, the second highest increase percentage (3.4%) was in the pH 4.3, also in relation to pH 6.3 (**Figure 2(c)**). In all tested pH, magnesium levels exceeded the range considered adequate (0.1 to 0.16%), but even so, the values obtained were not considered to be toxic because they remained below 0.69% [42] [43].

With the pH reduction the sulfur content increased and in the studied range (6.3 to 2.9) this response was linear ($F = 23.4225$, $p = 0.0084$), with R^2 of 0.85, demonstrating appropriate adjustment of the data to established model (**Figure 2(c)**) with a 37% increase in sulfur content when comparing the pH 2.9 with the initial one (6.3). As with magnesium, the mean values obtained for sulfur exceed the range considered adequate (0.08% to 0.16%) and at pH 2.9 the sulfur content was 0.27%, close to the toxicity range for crop ($>0.32\%$) [42] [43].

For copper ($F = 4.6302$, $p = 0.0272$) and zinc ($F = 13.5331$, $p = 0.0315$) were fitted squared polynomial regression models (**Figure 2(d)**). From the extremely acidic soil with pH 3.1 and 2.9, decreases of 17.0 and 20.3% were observed in the copper contents and, 28.9 and 33.5% for zinc, respectively, when both were compared to pH 6.3. By deriving the equations, the estimated maximum value was $8.0 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ copper at pH 5.5 and $30.9 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ zinc at pH 5.8. The leaf nutrient contents of the 'Arbequina' olive plants remained inside of range suitable for copper (4 to $9 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$), whereas for zinc the values exceeded sufficiency (10 to $24 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$), but were not considered toxic ($>84 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) for the plant [42] [43].

For iron data it was not possible to adjust regression models, and the highest content was found at pH 3.1 ($156 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) and lower at pH 4.3 ($101 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$), which both of these differed from others. The records in the literature indicate as adequate values between 90 to $124 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ of iron and as toxicity values greater than $460 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$. During the reduction of pH, there were increases in the iron content but did not reach to levels considered toxic [42] [43]. Also, it is reported that the olive plants is tolerant to iron chlorosis [46].

While the manganese response in the pH ranges tested was represented by a quadratic polynomial regression model ($F = 28.6551$, $p < 0.0001$) (**Figure 2(e)**), with high percentages of increase from the reduction of pH, of 39.7; 49.5; 51.5; 47.6; 44.9% to 5.0; 4.3; 3.9; 3.1; and 2.9, respectively, when compared to the initial pH. The increase in manganese levels in leaves is also explained by the influence of soil pH, since the availability of this nutrient is increased at lower pH [57]. However, even with increased manganese levels, levels remained close to indicated sufficiency for the crop (20 to $36 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) at all pHs tested [42] [43].

Aluminium contents also characterized quadratic behavior with adequate adjustment of the data to the established model ($F = 10.9869$, $p = 0.0012$ and $R^2 = 0.60$) (**Figure 2(f)**). Plants exposed to pHs 5.0; 3.9; 3.1; and 2.9 obtained increases in aluminium content of 13.1; 46.7; 84.1; 95.1%, when compared to pH 6.3. Aluminium-toxicity is an important stress factor for plants [18], limiting plant growth, development and the subsequent performance of commercial crops [26] in various parts of the world with acidified soils. In this study, the decrease of the pH levels and the increase of the concentration of aluminium, modified the concentrations of nitrogen, phosphorus, potassium, calcium, magnesium, manganese and zinc in the leaves. Therefore, excessive accumulation of aluminium in the leaves did not reduce the absorption, translocation and accumulation of these nutrients in the tissues of the plants and, therefore, was not responsible for imbalances and mineral deficiencies, as well as did not occur reduction of plant growth, contrary to the results obtained by Rouphael *et al.* [58]. This behavior raises the possibility that the cultivar ‘Arbequina’ is tolerant to aluminium [11].

For the boron data ($F = 5.0436$, $p = 0.0211$), the quadratic polynomial regression model (**Figure 2(f)**) was adjusted, with higher increases, of 8.4 and 10.0% verified for pHs 3.1 and 2.9, respectively, when confronted at pH 6.3. Boron foliar content was adequate for the crop sufficiency (19 to 150 $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) at all pHs tested [42] [43].

4.4 Conclusion

The growth of ‘Arbequina’ olive plants, evaluated by plant height, stem diameter and chlorophyll content (SPAD), is not prejudiced by acidic pH up to 150 DAT. For the different pH levels tested, the nitrogen, phosphorus, potassium, calcium, magnesium, sulfur, copper, zinc, iron, manganese and boron foliar contents are adequate for the olive crop, except nitrogen at pH 2.9. The ‘Arbequina’ olive plants adequately support acidic soils even with accentuated additions in the foliar aluminium content.

4.5 Acknowledgements

The authors express their gratitude to the Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES).

4.6 Conflicts of Interest

There are no conflicts of interest in present study.

4.7 References

- [1] FAO—Food and Agriculture Organization. <http://www.fao.org/faostat>
- [2] Gucci, R. and Tattini, M. (1997) Salinity Tolerance in Olive. *Horticultural Reviews*, **21**, 177-213. <https://doi.org/10.1002/9780470650660.ch6>
- [3] D’andria, R., Lavini, A., Morelli, G., Sebastiani, L. and Tognetti, R. (2009) Physiological and Productive Responses of *Olea europaea* L. Cultivars Frantoio and Lecino to a Regulated Deficit Irrigation Regime. *Plant Biosystems*, **143**, 222-231. <https://doi.org/10.1080/11263500802710085>

- [4] Malik, N.S.A. and Bradford, J.M. (2009) Inhibition of Flowering in “Arbequina” Olives from Chilling at Lower Temperatures. *Journal of Food Agriculture and Environment*, **7**, 429-431.
- [5] Sebastiani, L. (2011) Physiological Response of Olive (*Olea europaea* L.) to Water Deficit: An Overview. *Acta Horticulturae*, **888**, 137-147.
<https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2011.888.14>
- [6] Fernández, J.E. (2014) Understanding Olive Adaptation to Abiotic Stresses as a Tool to Increase Crop Performance. *Environmental and Experimental Botany*, **103**, 158-179. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2013.12.003>
- [7] Rossi, L., Francini, A., Minnocci, A. and Sebastiani, L. (2015) Salt Stress Modifies Apoplastic Barriers in Olive (*Olea europaea* L.): A Comparison between a Salt-Tolerant and a Salt-Sensitive Cultivar. *Scientia Horticulturae*, **192**, 38-46.
<https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.05.023>
- [8] Pécsváradi, A., Nagy, Z., Varga, A., Vashegyi, A., Labádi, I., Galbács, G. and Zsoldos, F. (2009) Chloroplastic Glutamine Synthetase Is Activated by Direct Binding of Aluminium. *Physiologia Plantarum*, **135**, 43-50. <https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.2008.01167.x>
- [9] Seguel, A., Cumming, J.R., Klugh-Stewart, K., Cornejo, P. and Borie, F. (2013) The Role of Arbuscular Mycorrhizas in Decreasing Aluminium Phototoxicity in Acidic soils: A Review. *Mycorrhiza*, **23**, 167-183. <https://doi.org/10.1007/s00572-013-0479-x>
- [10] Pandolfi, C., Bazihizina, N., Giordano, C., Mancuso, S. and Azzarello, E. (2017) Salt Acclimation Process: A Comparison between a Sensitive and a Tolerant *Olea europaea* Cultivar. *Tree Physiology*, **37**, 380-388.
- [11] Setotaw, T.A., Nunes, C.F., Souza, C.S., Ribeiro, A.P., Freitas, G.F., Amorim, D.A., Santos, D.N., Pasqual, M., Ferreira, J.L. and Cançado, G.M.A. (2015) Assessment of tolerance to Aluminum Toxicity in Olive (*Olea europaea*) Based on Root Growth and Organic Acid Al^{3+} Exclusion Mechanism. *Australian Journal of Crop Science*, **9**, 264-270.
- [12] Samac, D.A. and Tesfaye, M. (2003) Plant Improvement for Tolerance to Aluminium in Acid Soils—A Review. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, **75**, 189-207.
<https://doi.org/10.1023/A:1025843829545>
- [13] Mora, M.L., Cartes, P., Demanet, R. and Cornforth, I.S. (2002) Effects of Lime and Gypsum on Pasture Growth and Composition on an Acid Andisol in Chile, South America. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, **33**, 2069-2081.
<https://doi.org/10.1081/CSS-120005749>
- [14] Takasu, E., Yamada, F., Shimada, N., Kumagai, N., Hirabayashi, T. and Saigusa, M. (2006) Effect of Phosphogypsum Application on the Chemical Properties of Andosols, and the Growth and Ca Uptake of Melon Seedlings. *Soil Science & Plant Nutrition*, **52**, 760-768. <https://doi.org/10.1111/j.1747-0765.2006.00093.x>
- [15] Mora, M.L., Cartes, P., Nuñez, P., Salazar, M. and Demanet, R. (2007) Movement of NO_3^- -N and NH_4^+ -N in an Andisol and Its Influence on Ryegrass Production in a Short Term Study. *Revista de la Ciencia del Suelo y Nutrición Vegetal*, **7**, 46-64.
<https://doi.org/10.4067/S0718-27912007000200005>
- [16] Kleber, M. and Jahn, R. (2007) Andosols and Soils with Andic Properties in the German soil Taxonomy. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, **170**, 317-328.
<https://doi.org/10.1002/jpln.200521851>

- [17] Toma, M. and Saigusa, M. (1997) Effects of Phosphogypsum on Ameliorating Strongly Acid Nonallophanic Andosols. *Plant and Soil*, **192**, 49-55. <https://doi.org/10.1023/A:1004258629525>
- [18] Poschenrieder, C., Gunsé, B., Corrales, I. and Barceló, J. (2008) A Glance into Aluminum Toxicity and Resistance in Plants. *Science of the Total Environment*, **400**, 356-368. <https://doi.org/10.1023/A:1004258629525>
- [19] Ryan, P.R. and Delhaize, E. (2010) The Convergent Evolution of Aluminium Resistance in Plants Exploits a Convenient Currency. *Functional Plant Biology*, **37**, 275-284. <https://doi.org/10.1071/FP09261>
- [20] Lidon, F. and Barreiro, M. (2002) An Overview into Aluminum Toxicity in Maize. *Bulgarian Journal of Plant Physiology*, **28**, 96-112.
- [21] Kochian, L.V., Pineros, M.A. and Hoekenga, O.A. (2005) The Physiology, Genetics and Molecular Biology of Plant Aluminum Resistance and Toxicity. *Plant Soil*, **274**, 175-195. <https://doi.org/10.1007/s11104-004-1158-7>
- [22] Hoshino, A.A., Boni, T.A., Prioli, J.A., Bravo, J.P. and Priori, S.M.A.P. (2000) Changes Caused by Aluminum in Protein and Carbohydrate Contents in the Apex of Maize Seminal Roots. *Acta Scientiarum*, **22**, 877-882.
- [23] Panda, S.K., Singha, L.B. and Khan, M.H. (2003) Does Aluminium Phytotoxicity Induce Oxidative Stress in Greengram (*Vigna radiata*)? *Bulgarian Journal of Plant Physiology*, **29**, 77-86.
- [24] Mora, M.L., Alfaro, M.A., Jarvis, S.C., Demanet, R. and Cartes, P. (2006) Soil Aluminum Availability in Andisols of Southern Chile and Its Effect on Forage Production and Animal Metabolism. *Soil Use and Management*, **22**, 95-101. <https://doi.org/10.1111/j.1475-2743.2006.00011.x>
- [25] Foy, C.D., Chaney, R.L. and White, M.C. (1978) The Physiology of Metal Toxicity in Plants. *Annual Review of Plant Physiology*, **29**, 511-566. <https://doi.org/10.1146/annurev.pp.29.060178.002455>
- [26] Wang, J.P., Harsh, R., Guo-Ping, Z., Neville, M. and Zhou, M.X. (2006) Aluminium Tolerance in Barley (*Hordeum vulgare* L.): Physiological Mechanisms, Genetics and Screening Methods. *Journal of Zhejiang University SCIENCE B*, **7**, 769-787. <https://doi.org/10.1631/jzus.2006.B0769>
- [27] Köppen, W. and Geiger, R. (1928) *Klimate der Erde*. [Climates of the Earth.] Gotha, Verlag Justus Perthes. Wall-map 150x200cm.
- [28] INMET—Instituto Nacional de Meteorologia (2017). <http://www.inmet.gov.br>
- [29] Embrapa (2006) Centro Nacional de Pesquisa do Solo (CNPq). Sistema brasileiro de classificação de solos. [Brazilian System of Soil Classification.] 2nd Edition, Embrapa Solos, Rio de Janeiro, 306.
- [30] Coutinho, E.F., Jorge, R.O., Haerter, J.A. and Costa, V.B. (2015) Oliveira: aspectos técnicos e cultivo no sul do Brasil. [Olive Tree: Technical Aspects and Cultivation in Southern Brazil.] Embrapa, Brasília, 181.
- [31] Tedesco, M.J., Gianello, C., Bissani, C., Bohnen, H. and Volkweiss, S.J. (1995) Análise de solo, plantas e outros materiais. [Analysis of soil, plants and other materials.] 2nd Edition, Departamento de Solos da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 174.
- [32] Silva, F.C. (2009) Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes. [Handbook of Chemical Analyzes of Soils, Plants and Fertilizers.] 2nd Edition, Embrapa, Brasília, 627.

- [33] Freund, R.J. and Littell, R.C. (1991) SAS System for Regression. SAS Institute Inc., North Carolina, 127-150.
- [34] Myers, R.H. (1971) Response Surface Methodology. Allyn and Bacon, Boston.
- [35] Khuri, A.I. and Cornell, J.A. (1989) Response Surfaces: Designs and Analyses. Marcel Dekker, New York.
- [36] Salvador, J.O., Moreira, A., Malavolta, E. and Cabral, C.P. (2000) Influência do alumínio no crescimento e na acumulação de nutrientes em mudas de goiabeira. [Influence of Aluminium on Growth and Nutrient Accumulation in Guava Seedlings.] *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, **24**, 787-796. <https://doi.org/10.1590/S0100-06832000000400011>
- [37] Chen, L.S. (2006) Physiological Responses and Tolerance of Plant Shoot to Aluminium Toxicity. *Journal of Plant Physiology and Molecular Biology*, **32**, 143-155.
- [38] Inostroza-Blancheteau, C., Rengel, Z., Alberdi, M., de la Luz Mora, M., Aquea, F., Arce-Johnson, P. and Reyes-Díaz, M. (2012) Molecular and Physiological Strategies to Increase Aluminum Resistance in Plants. *Molecular Biology Reports*, **39**, 2069-2079. <https://doi.org/10.1007/s11033-011-0954-4>
- [39] Fernández-Escobar, R., Marin, L., Sánchez-Zamora, M.A., García-Novelo, J.M., Molina-Soria, C. and Parra, M.A. (2009) Long-Term Effects of N Fertilization on Cropping and Growth of Olive Trees and on N Accumulation in Soil Profile. *European Journal of Agronomy*, **31**, 223-232. <https://doi.org/10.1016/j.eja.2009.08.001>
- [40] Fernández-Escobar, R. (2011) Use and Abuse of Nitrogen in Olive Fertilization. *Acta Horticulturae*, **888**, 249-258. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2011.888.28>
- [41] Freeman, M., Uriu, K. and Hartmann, T. (2005) Diagnosing and Correcting Nutrient Problems. In: *Olive Production Manual*, 2nd Edition, University of California, Agriculture and Natural Resources, Oakland, California, 83-92.
- [42] Connell, J.H. and Vossen, P.M. (2007) Organic Olive Orchard Nutrition. In: Vossen, P.M., Ed., *Organic Olive Production Manual*, Publication 3505, University of California, Oakland, California, 37-43.
- [43] Kailis, S. and Harris, D. (2007) Producing Table Olives. Landlinks Press, Collingwood, Vic., 328.
- [44] Fernández-Escobar, R. (2008) Fertilización. In: Barranco, D., Fernández-Escobar, R. and Rallo, L., Eds., *El Cultivo del Olivo*, 6th Edition, Mundi-Prensa, Madrid, 297-362.
- [45] Scherer, H.W. and Mengel, K. (2007) Ullmann's Agrochemicals. Fertilizers, 3. Wiley, V.C.H., Verlag, GmbH and Co, KGaA, Weinheim.
- [46] Rotundo, A., Lombardo, N., Marone, E. and Fiorino, P. (2003) La nutrizione minerale e le concimazioni. [Mineral Nutrition and Fertilization.] In: Fiorino, P., Ed., *Olea trattato di olivicoltura*, Edagricole, Milano, 349-363.
- [47] Fernández-Escobar, R., Sánchez-Zamora, M.A., García-Novelo, J.M. and Molina-Soria, C. (2015) Nutrient Removal from Olive Trees by Fruit Yield and Pruning. *HortScience*, **50**, 474-478.
- [48] Jimenez-Moreno, M.J. and Fernandez-Escobar, R. (2016) Response of Young Olive Plants (*Olea europaea*) to Phosphorus Application. *HortScience*, **51**, 1167-1170. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI11032-16>
- [49] Freeman, M. and Carlson, R.M. (2005) Mineral Nutrient Availability. In: Sibbett, G.S. and Ferguson, L., Eds., *Olive Production Manual*, 3353, 2nd Edition, University of California Publication, Oakland, CA, 75-82.
- [50] Gassmann, W. and Schroeder, J.I. (1994) Inward-Rectifying K⁺ Channels in Root Hairs of Wheat: A Mechanism for Aluminum-Sensitive Low-Affinity K⁺ Uptake and Membrane Potential Control. *Plant Physiology*, **105**, 1399-1408. <https://doi.org/10.1104/pp.105.4.1399>

-
- [51] Piñeros, M. and Tester, M. (1995) Characterization of a Voltage-Dependent Ca^{2+} Selective Channel from Wheat Roots. *Planta*, **195**, 478-488.
<https://doi.org/10.1007/BF00195704>
 - [52] Delhaize, E. and Ryan, P.R. (1995) Aluminium Toxicity and Tolerance in Plants. *Plant Physiology*, **107**, 315-321. <https://doi.org/10.1104/pp.107.2.315>
 - [53] Kochian, L.V. (1995) Cellular Mechanisms of Aluminum Toxicity and Resistance in Plants. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, **46**, 237-260. <https://doi.org/10.1146/annurev.pp.46.060195.001321>
 - [54] Barceló, J. and Poscheini, C. (2002) Fast Root Growth Responses, Root Exudates, and Internal Detoxification as Clues to the Mechanisms of Aluminium Toxicity and Resistance: A Review. *Environmental and Experimental Botany*, **48**, 75-92.
[https://doi.org/10.1016/S0098-8472\(02\)00013-8](https://doi.org/10.1016/S0098-8472(02)00013-8)
 - [55] Brunner, I. and Sperisen, C. (2013) Aluminum Exclusion and Aluminum Tolerance in Woody Plants. *Frontiers in the Plant Science*, **4**, 172.
<https://doi.org/10.3389/fpls.2013.00172>
 - [56] Kochian, L.V., Piñeros, M.A., Liu, J. and Magalhaes, J.V. (2015) Plant Adaptation to Acid Soils: The Molecular Basis for Crop Aluminum Resistance. *Annual Review of Plant Biology*, **66**, 571-598. <https://doi.org/10.1146/annurev-arplant-043014-114822>
 - [57] Carvalho, R.P., Moreira, R.A., Cruz, M.C.M., Fernandes, D.R. and Oliveira, A.F. (2014) Organomineral Fertilization on the Chemical Characteristics of Quartzarenic Neosol Cultivated with Olive Tree. *Scientia Horticulturae*, **176**, 120-126.
<https://doi.org/10.1016/j.scienta.2014.07.006>
 - [58] Roupheal, Y., Cardarelli, M. and Colla, G. (2015). Role of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Alleviating the Adverse Effects of Acidity and Aluminium Toxicity in Zucchini Squash. *Scientia Horticulturae*, **188**, 97-105.
<https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.03.031>

5 Considerações finais

Devido à crescente importância desta cultura no Brasil e sua expansão em regiões onde a acidificação dos solos é um problema prevalente, produzir informações nesta direção beneficiará a cadeia agrícola mundial da oliveira. O monitoramento de outros parâmetros, como massa fresca e seca de raiz, folha, caule, comprimento de raiz e área foliar avaliados ao longo de vários ciclos produtivos da oliveira e também a campo, fornecerão subsídios para tomada de conclusões adicionais.

A evidência atual indica que as plantas de oliveira em solos ácidos evoluíram várias estratégias para superar o estresse por Al^{3+} . Os mecanismos bioquímicos e moleculares subjacentes a essas estratégias, no entanto, ainda não foram investigados. A abordagem envolveria a identificação de genes que desempenham papel na adaptação das plantas de oliveira em ambientes ricos em Al^{3+} , associando ao comportamento de diferentes cultivares.

O estudo também mostrou a necessidade de identificar os tipos de tolerância ao Al, visando selecionar cultivares com diferentes graus de tolerância. A informação produzida neste estudo pode ser utilizada em programas de melhoramento de oliveira no Brasil, uma vez que a cultura está em expansão devido à sua importância econômica.

Referências

ALFEI, B.; NICOLODI, M. Brasile, l'oro gaúcho ai primi passi. **Olivo e Olio**, v. 10, p. 4-8, 2012.

ARQUERO, O.; BARRANCO, D.; BENLLOCH, M. Potassium Starvation Increases Stomatal Conductance in Olive Trees. **HortScience**, v. 41, p. 433-436, 2006.

BARRANCO, D. Variedades Y Patrones. In: BARRANCO, D.; FERNANDEZ-ESCOBAR, R. F. **El cultivo del olivo**. 6.ed. Madri: Mundi-Prensa, 2008. p. 63-93.

BLOKHINA, O.; VIROLAINEN, E.; FAGERSTEDT, K. V. Antioxidants, oxidative damage, and oxygen deprivation stress: A review. **Annals of Botany**, v. 91, p. 179-194, 2003.

BOSCOLO, P.; MENOSSI, M.; JORGE, R. A. Aluminum-induced oxidative stress in maize. **Phytochemistry**, v. 62, p. 181-189, 2003.

COBO, M. P. M. Sistemas de Manejo del Cultivo. In: BARRANCO, D.; FERNANDEZ-ESCOBAR, R. F. **El cultivo del olivo**. 6.ed. Madri: Mundi-Prensa, 2008. p. 239-288.

FERNANDÉZ-ESCOBAR, R. Fertilización. In: BARRANCO, D.; FERNANDEZ-ESCOBAR, R. F. **El cultivo del olivo**. 6.ed. Madri: Mundi-Prensa, 2008. p. 297-362.

FAOSTAT. **Food and Agriculture Organization of the United Nations**. Disponível em: <<http://www.fao.org.br>>. Acesso em: 11 abr. 2017.

GOMES, R. P. **A olivicultura no Brasil**. 2.ed. São Paulo: Nobel, 1979. 237p.

GUERRERO, ANDRES. **Nueva Olivicultura**. 5.ed. Mundi-Prensa Libros. Madrid 2003. 304 p.

GUO, T.; CHEN, Y.; ZHANG, Y.; JIN., Y. Alleviation of Al-toxicity in barley by addition of calcium. **Agricultural Sciences in China**, v. 5, p. 828-833, 2006.

HEPLER, P. K. Calcium: A central regulator of plant growth and development. **Plant Cell**, v. 17, p. 2142-2155, 2005.

MA, J. F. Physiological mechanisms of Al resistance in higher plants. **Soil Science & Plant Nutrition**, v. 61, p. 609-612, 2005.

MARSCHNER, P. **Mineral Nutrition of Higher Plants**. 3.ed. Academic Press: London, UK, 2012. p. 178-189.

MORA, M. L.; ALFARO, M. A.; JARVIS, S. C.; DEMANET, R.; CARTES, P. Soil aluminum availability in Andisols of Southern Chile and its effect on forage production and animal metabolism. **Soil Use Manage**, v. 22, p. 95-101, 2006.

NICOLODI, M.; GIANELLO, C.; LODOLINI, E. M.; NERI, D. **Effetto dell'applicazione fogliare di boro e calcio sulla produttività di olivi allevati nel sud del Brasile**. In: CONVEGNO NAZIONALE DEL'OLIVO E DELL'OLIO, 2011. Riassunti... Perugia, UNIPG & Accademia Nazionale dell'Olio e dell'Olio, 2011. CD-ROM.

PEIXOTO, H. P.; da MATTA, F. M.; da MATTA, J. C. Responses of the photosynthetic apparatus to aluminum stress in two sorghum cultivars. **Journal of Plant Nutrition**, v. 25, p. 821-832, 2002.

PLIETH, C. Calcium: Just another regulator in the machinery of life?. **Annals of Botany**, v. 96, p. 1-8, 2005.

POSCHENRIEDER, C.; GUNSÉ, B.; CORRALES, I.; BARCELÓ, J. A glance into aluminum toxicity and resistance in plants. **Science of the Total Environment**, v. 400, p. 356-368, 2008.

RENGEL, Z.; ZHANG, W. H. Role of dynamics of intracellular calcium in aluminum toxicity syndrome. **New Phytologist**, v. 159, p. 295-314, 2003.

RIZZO, C.; ARGUMEDO, F. D. Competitividade na indústria olivícola. **Apuntes de Industrias e Servicios**. 2011, II, 30p.

SCHERER, H. W., MENGEL, K., 2007. **Ullmann's Agrochemicals. Fertilizers**, vol. 3. Wiley VCH Verlag GmbH & Co, KGaA, Weinheim (Chapter 2).

SHUKRY, W. M.; KHATTAB, H. K. I.; EL-BASSIOUNY, H. M. S. Physiological and biochemical studies on flax plant grew in calcareous soil amended with water hyacinth dry manure. **Journal of Applied Sciences Research**, v. 3, p. 64-72, 2007.

SILVA, I. R.; FERRUFINO, A.; SANZONOWICZ, C.; SMYTH, T. J.; ISRAEL, D. W.; CARTER Jr, T. E. Interactions between magnesium, calcium, and aluminum on soybean root elongation. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 29, p. 747-754, 2005.

TAKAHASHI, T.; IKEDA, Y.; NAKAMURA, H.; NANZYO, M. Efficiency of gypsum application to acid Andosols estimated using aluminum release rates and plant root growth. **Journal of Soil Science and Plant Nutrition**, v. 52, p. 584-592, 2006a.

TAKAHASHI, T.; IKEDA, T.; FUJITA, K.; NANZYO, M. Effect of liming on organically complexed aluminum of nonallophanic Andosols from northeastern Japan. **Geoderma**, v. 130, p. 26-34, 2006b.

VOSSEN, P. M. **Organic Olive Production Manual**. University of California. Agriculture and Natural Resources Communication Services. Oakland, Califórnia. 2007. 105 p.

WANG, J. P.; HARSH, R.; GUO-PING, Z.; NEVILLE, M.; ZHOU, M. X. Aluminium tolerance in barley (*Hordeum vulgare* L.): physiological mechanisms, genetics and screening methods. **Journal of Zhejiang University SCIENCE B**, v. 7, p. 769-787, 2006.

WHITE, P.; BROADLEY, M. R. Calcium in plants. **Annals of Botany**, v. 92, p. 487-511, 2003.