

Elsevier; 2014. 848 f.

MUSTAFA, N. *et al.* Diversity and antibiotic susceptibilities of bacterial species from surfaces of publicly used equipment in a medical education setting. **African Journal of Microbiology Research**, v. 9, n. 45, p. 2239-2248, Nov. 2015.

NOWAK, P.; PALUCHOWSKA, P. *Acinetobacter baumannii*: biology and drug resistance - role of carbapenemases. **Folia Histochemica et Cytobiologica**, v. 54, n. 2, p. 61-74, Jun. 2016.

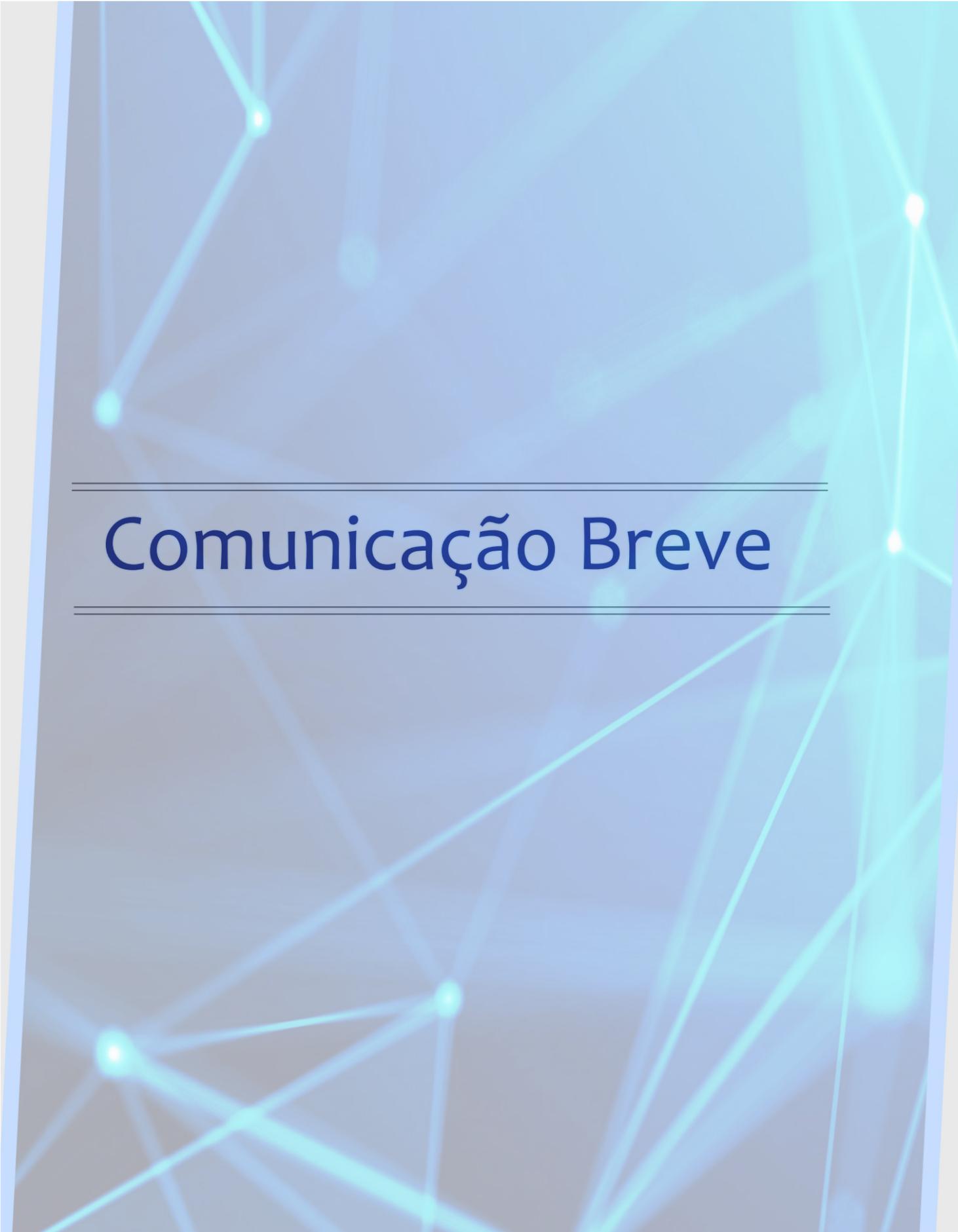
PEREIRA, C. A. S. *et al.* Pesquisa de Bacilos Gram Negativos Não Fermentadores Presente em Torneiras de um Hospital Privado do Município de Volta Redonda, RJ. **Revista Episteme Transversalis**, v. 3, n. 1, p. 1-9, 2012.

PINHEIRO, T. R.; STOPIGLIA, C. D. O. Potencial Infeccioso do Transporte Coletivo Universitário da Cidade de Uruguaiana-RS. SALÃO INTERNACIONAL DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO. **Anais...v. 7, n. 2, 2016.**

PLIPAT, N. *et al.* The dynamics of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* exposure in a hospital model and the potential for environmental intervention. **BMC Infectious Diseases**, v.13, n.595, p. 1-11, Dec.2013.

PYREK, K. M. Cross-Contamination Prevention: Addressing Keyboards as Fomites. **Infection Control Today**. 2014. Disponível em: https://www.cleanside.fi/wp-content/uploads/2016/02/ICT_Cross-contamination-keyboards.pdf. Acesso em 11 de Abr.2018.

TANAKA I. I.; VIGGIANI, A. M. F. S; PERSON O. C. Bactérias veiculadas por formigas em ambiente hospitalar. **Arquivos Médicos do ABC**, v. 32, n. 2, p. 60-63, Ago. 2007.



Comunicação Breve

PERGO, Érica Marusa*. - Professora adjunta tude de Bioquímica - DCA - Universidade Estadual de Maringá., BRITTA, Elizandra Aparecida.- Docente no Centro Universitário Cesumar - UniCesumar; GALLETTI, Patrícia Aparecida.- Mestranda na área de Tecnologia de Sementes no programa de Fitotecnia da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" (ESALQ), Universidade de São Paulo (USP).

*Autor para correspondência e-mail: profericapergo@gmail.com

Recebido em: 03/07/2018
Aprovação final em: 11/10/2018

Doi: <https://doi.org/10.25061/2527-2675/ReBraM/2019.v22i1.505>

RESUMO: O emprego do microscópio eletrônico de transmissão (MET) é bastante difundido no estudo de materiais biológicos, pois ele permite definição de imagens intracelulares, permitindo estudos de morfologia celular e de aspectos gerais das organelas. As imagens são produzidas por meio da interação inicial de um feixe de elétrons com a amostra, que é mantida sob condições de alto vácuo. Tanto o ambiente de vácuo como a própria irradiação dos elétrons durante a observação, representam condições adversas para a amostra, especialmente no caso de materiais orgânicos ou biológicos, que são por natureza hidratados, frágeis e eletricamente isolantes. Considerando que existem várias técnicas de preparo para MET, mas pouca descrição detalhada destas técnicas na literatura, principalmente para o preparo de raízes de plântulas, assim, esse trabalho teve como objetivo aplicar e adaptar essas técnicas para o estudo de boa qualidade de raízes de plântulas. As amostras primeiramente foram lavadas em tampão fosfato salina, passando pela fixação primária com glutaraldeído, depois pós-fixação com tetróxido de Ósmio, onde posteriormente foram desidratadas com acetona e infiltradas com resina Epon, finalizando com a polimerização, ultramicrotomia e contrastação da amostra. Assim, essa descrição detalhada da metodologia aplicada para raiz de plântulas, pode ser utilizada com segurança e eficácia por outras pessoas, pois quase não existem descrições adaptadas de metodologia de MET na literatura, principalmente para raiz de plântulas.

Palavras-chave: Microscópio Eletrônico de Transmissão; Adaptação de técnicas; raízes de planta daninha.

TRANSMISSION ELECTRON MICROSCOPY METHODOLOGY APPLIED TO THE STUDY OF SEEDLING ROOTS

ABSTRACT : The use of the transmission electron microscope (TLM) is very widespread in the study of biological materials, since it allows the definition of intracellular images, permitting studies of cellular morphology and general aspects of organelles. The images are produced by the initial interaction of an electron beam with the sample, which is maintained under high vacuum conditions. Both the vacuum environment and the irradiation of the electrons during observation represent adverse conditions for the sample, especially in the case of organic or biological materials, which are by nature hydrated, fragile and electrically insulating. Considering that there are several preparation techniques for (TLM), but few detailed description of these techniques in the literature, especially for the preparation of seedling roots, this work aimed to apply and adapt these techniques for the study of good quality of seedling roots. The samples were first washed in phosphate buffered saline solution, passed through the primary fixation with glutaraldehyde, then postfixed with osmium tetroxide, where they were subsequently dehydrated with acetone and infiltrated with Epon resin, finishing with polymerization, ultramicrotomy and sample staining. This detailed description of the methodology applied to seedlings root can be used safely and effectively by other people, since there are almost no adapted descriptions of TLM methodology in the literature, especially for seedlings.

KEYWORDS: Transmission Electron Microscope; Adapting techniques; Weed roots.

INTRODUÇÃO

O microscópio eletrônico de transmissão (MET), fornece informações analíticas juntamente com a observação da ultraestrutura ou morfologia do objeto em estudo. De maneira geral, o MET funciona como um microscópio fotônico (de luz), com alto poder de resolução. Em condições apropriadas, os elétrons apresentam propriedades ondulatórias que, assim como a luz visível, encontram-se associados a um comprimento de onda cujo valor é de, aproximadamente, 0,005 nm. A comparação deste valor com o comprimento de onda da luz visível (0,5 mm ou 500 nm) demonstra que um feixe eletrônico é cerca de 100.000 vezes menor, e considerando apenas este fator, teríamos um aumento correspondente no poder resolvente (MANNHEIMER, 2002; GRIZZI, *et al*, 2003; PADILHA, 2013).

O emprego do microscópio eletrônico de transmissão (MET) é bastante difundido no estudo de materiais biológicos, pois ele permite definição de imagens intracelulares, permitindo estudos de morfologia celular e de aspectos gerais das organelas. Um MET moderno possui cinco ou seis lentes magnéticas, além de várias bobinas eletromagnéticas de deflexão e aberturas localizadas ao longo do caminho do feixe eletrônico. Entre estes componentes, destacam-se os três seguintes pela sua importância com respeito aos fenômenos de difração eletrônica: lente objetiva, abertura objetiva e abertura seletiva de difração. A função das lentes projetoras é apenas a produção de um feixe paralelo e de suficiente intensidade incidente na superfície da amostra (GRIMSTONE, 1980; DUVERT *et al*, 2003; GALLETI, 2003;). Na prática, o intervalo de aumentos do MET varia de 1.000 a cerca de 380.000 vezes. No MET, a imagem do espécime é formada simultaneamente à passagem do feixe de luz através dele. Os elétrons saem da amostra pela superfície inferior com uma distribuição de intensidade e direção controladas pelas leis de difração impostas pelo arranjo cristalino dos átomos na amostra. Em seguida, a lente objetiva entra em ação, formando a primeira imagem desta distribuição angular dos feixes eletrônicos difratados. Após este processo, as lentes restantes servem para aumentar a imagem ou diagrama de difração para futura observação (MANNHEIMER, 2002; PADILHA, 2013).

Estas imagens são produzidas através da interação inicial e de um feixe de elétrons com a amostra, que é mantida sob condições de alto vácuo. Tanto o ambiente de vácuo como própria irradiação dos elétrons durante a observação, representam condições adversas para a amostra, especialmente no caso de materiais orgânicos ou biológicos, que são por natureza hidratados, frágeis e eletricamente isolantes (FARINA, 1998; KITAJIMA 1998).

Os métodos de preparo visam justamente contornar ou minimizar estas condições adversas, tornando as amostras resistentes e condutoras. Assim pode-se dizer que o sucesso de uma boa preparação é fundamental para se garantir a melhor imagem do espécimen biológico por microscopia eletrônica. Considerando também que existem pouca descrição detalhada destas técnicas na literatura (SANTOS *et al*, 2008; MARCONDES; GARCIA, 2009; BAGNIEWSKA-ZADWORNIA, *et al*, 2012; VIEIRA, 2017), principalmente para o preparo de raízes de plântulas, portanto, esse trabalho teve como objetivo aplicar e adaptar essas técnicas para o estudo de boa qualidade de raízes de plântulas.

MATERIAL E MÉTODOS

PREPARO DA AMOSTRA DE RAÍZES DE PLÂNTULAS

As raízes selecionadas de plantas daninhas crescidas 4 dias após a embebição da semente foram lavadas em Tampão fosfato salina (PBS) (PADRON, 1998) pH 7,2, preparado [0,01M] à temperatura ambiente 3 vezes. Para cada raiz, foi usado aproximadamente 1,5 mL de PBS em tubos de Eppendorf.

FIXAÇÃO PRIMÁRIA

Glutaraldeído 2,5% em tampão cacodilato de sódio [0,1 M]. Foi preparado na hora, de acordo com o volume a ser utilizado. Para 12 amostras em 12 Eppendorf, usou-se 1,5ml por Eppendorf, dando um volume total de aproximadamente 20ml (pipetou-se 2,0 ml de glutaraldeído 25% em 18 ml de tampão cacodilato 0,1 M). Depois foi deixado em temperatura ambiente por 2 horas. Após, lavou-se as raízes fixadas com tampão cacodilato 3 vezes, sempre agitando-se antes, para tirar o excesso de gliceraldeído (SESSO, 1998; SOUZA, 1993).

PÓS-FIXAÇÃO COM TETRÓXIDO DE ÓSMIO

Tetróxido de ósmio 1% em tampão cacodilato 0,1 M (v/v). Foi preparado na hora uma solução no tubo Eppendorf em quantidade suficiente para cobrir a raiz. Envolheu o tubo com papel alumínio (deixou 1 hora no escuro). Volume total para cobrir a raiz no eppendorf foi de 0,5 ml. Então, pipetou 250 ul de Tetróxido e 250 ul de tampão cacodilato, ou 5 gotas para 5 gotas de cada reagente. Após, lavou-se as raízes com tampão cacodilato de sódio 0,1 M (3 vezes) para tirar o excesso de tetróxido de ósmio (SOUZA, 1993).

Os primeiros cuidados que devemos ter para alcançar a metodologia empregada nesse trabalho foi ter muito cuidado com o tampão cacodilato e tetróxido de ósmio, pois são tóxicos e por isso foi trabalhado sempre com luvas na capela. Não foi contaminado pipetas com soluções diferentes ou com outros materiais biológicos e nunca foi usado vidraria utilizada em outras metodologias para preparar material de microscopia.

DESIDRATAÇÃO

As amostras foram desidratadas primeiramente com acetona 50%, onde foi pipetado 1,5 ml de acetona 50 % no eppendorf e deixou em temperatura ambiente 5 - 15 min. Em sequência com acetona 70%, pipetou 1,5 ml de acetona 50 % no eppendorf e deixou novamente em temperatura ambiente 5 - 15 min. Se tiver que interromper o procedimento, esta é a etapa ideal. Pode deixar “overnight”. Depois com acetona 90%, foi feito igual ao anterior. Retirou a acetona com auxílio de pipeta de Pasteur. Finalizando com acetona 100%, onde foi repetido 2 vezes (MACHADO; SOUZA, 1998).

INFILTRAÇÃO DA RESINA

O EPON foi retirado do freezer para atingir a temperatura ambiente. Para 12 Eppendorf, onde precisa de 0,5 ml para cobrir a raiz por eppendorf, preparou-se um volume final de 9 ml (um pouco a mais de 6 ml). Preparou a mistura de EPON com acetona pura (v/v) (1:2), onde pipetou-se 3 ml de Epon para 6 ml de acetona e transferiu a mistura para o eppendorf com a raiz e deixou de 8 a 12 h (ou overnight). Substituiu a mistura EPON/acetona (1:2) por EPON/Acetona (1:1), onde pipetou-se 4,5 ml de Epon para 4,5 ml de acetona e deixou de 8 a 12 h à temperatura ambiente. Depois substituiu a mistura EPON/acetona (1:1) por EPON/Acetona (2:1), onde pipetou-se 6 ml de Epon para 3 ml de acetona e deixou de 8 a 12 h à temperatura ambiente (overnight). No final substituiu a mistura EPON/acetona (2:1) por EPON puro e deixou por 6 h à temperatura ambiente (MACHADO & SOUZA, 1998).

POLIMERIZAÇÃO

Foi colocado o material em formas, acomodando a amostra na extremidade da forma com o auxílio de um palito, posicionando adequadamente o pedaço da amostra. Depois, incubou em estufa a 60°C durante 72 h.

ULTRAMICROTOMIA

Foram feitos cortes ultrafinos de 60nm e coletados em grades de chumbo de 400 mesh (Sigma); Obs.: antes de fazer os cortes no micrótomo, os bloquinhos foram piramidados, ou seja, foi feito pontinha no bloquinho para facilitar o corte com a navalha de diamante (MACHADO; SOUZA, 1998).

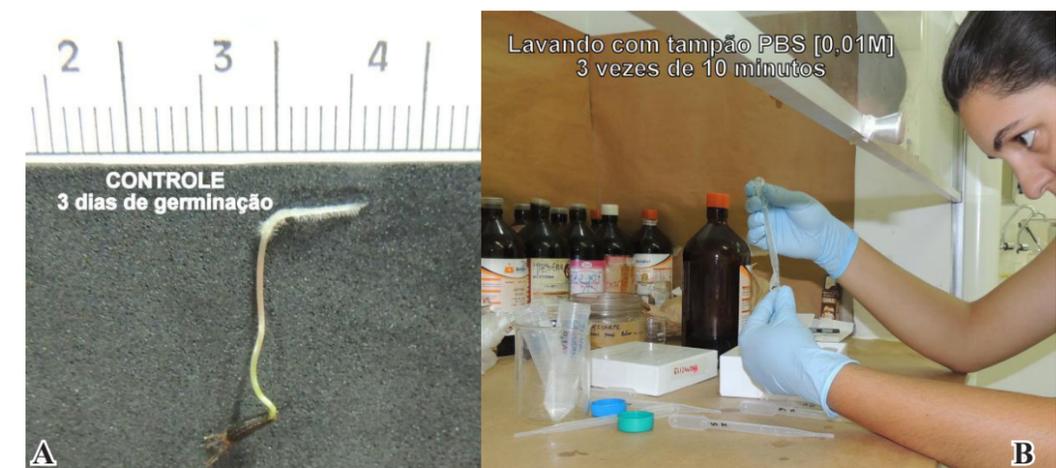
CONTRASTAÇÃO

Foi feita contrastação em 5% de acetato de uridila, 20 minutos e citrato de chumbo, 4 minutos. Após as secções foram secas ao ar para visualização em microscópio eletrônico de transmissão - MET, (MACHADO; SOUZA, 1998).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Na primeira fase de preparo da amostra das raízes de plântulas foi usado o Tampão Fosfato Salina (PBS), pois de todos, é considerado o tampão mais fisiológico porque é encontrado em células na forma de fosfatos inorgânicos e éster de fosfato. O pH de tampões fosfato apresenta pouca variação em diferentes temperaturas. Este tampão não é recomendado para citoquímica de enzimas e não pode ser suplementado com sais de cálcio ou urânio, pois pode resultar em precipitação de compostos. (**Figura 1A e B**).

Figura 1 - Imagens ilustrativas mostrando a primeira fase de preparo da amostra de raiz de plântula para MET. Em **A** plântula usada: raiz de *Bidens pilosa*. Em **B** lavagem das raízes com PBS em tubo de eppendorf.



Na segunda fase que corresponde a fixação primária foi utilizado o Glutaraldeído (AG) que é a substância mais utilizada como fixador em microscopia eletrônica. É fornecido em soluções aquosas de concentrações entre 25 e 70% com pH entre 4,0 e 5,0. Soluções estoques de AG com pH inferior a 3,5 devem ser descartadas, pois terão má ação fixadora. O AG é um fixador aditivo, à medida que penetra vai sendo irreversivelmente incorporado às estruturas. Além disso, em cada sítio reativo para fixação serão consumidas em média várias moléculas do fixador. Portanto deve-se prover excesso de moléculas fixadoras. Com as concentrações de aldeído glutárico entre 1,5 e 2,0% temos como norma prática que o volume total dos fragmentos a serem fixados não devem exceder a 1/20 do volume da solução fixadora. Vale ressaltar que, a ação desnaturante do AG sobre as proteínas é pequena, portanto o AG altera relativamente pouco a configuração terciária das cadeias polipeptídicas; a estrutura em hélice dessas

cadeias é substancialmente reduzida, mas não abolida; e várias moléculas de AG participam das ligações cruzadas intra e intermoleculares. (Figura 2A e B).

O preparo do gliceraldeído e as lavagens das amostras foram feitas em Tampão Cacodilato, pois este possui pH de tamponamento máximo que se encontra na faixa de 6,4 a 7,4 e oferece vantagens na fixação de materiais biológicos, como ausência de íons fosfato que possam interferir em estudos citoquímicos; preservação da atividade de determinadas enzimas; resistência à contaminação por bactérias; e possibilidade de adição de cálcio às soluções fixadoras.

Na terceira fase que corresponde a pós-fixação foi utilizado o Tetróxido de Ósmio (OsO_4), pois este protege as lipoproteínas naturais dos tecidos evitando sua ruptura e coagulação. Em relação às proteínas, a ação do tetróxido de ósmio ainda é pouco conhecida. O ósmio estabiliza e contrasta especialmente os fosfolipídios constituintes da membrana citoplasmática. Atua sobre os ácidos graxos insaturados (com dupla ligação) desses fosfolipídios. Este fixador tem um papel importante na contração inicial da amostra, não devendo a exposição dos tecidos ser muito prolongada. O OsO_4 é altamente cancerígeno, devendo ser manipulado com todos os equipamentos de proteção necessários, como capela de exaustão, luvas e máscara. Este junto com o tampão Cacodilato e gliceraldeído foram descartados em recipientes dentro da capela, que posteriormente foram levados para o Pró-resíduos (programa de reciclagem de substâncias descartas que são perigosas para a população e meio ambiente) da Universidade Estadual de Maringá. (Figura 3A e B).

Na quarta etapa que corresponde a desidratação foi utilizado a acetona, pois para microscopia eletrônica, a desidratação têm que ser feita antes do processo de inclusão em resina e é necessário retirar toda a água do sistema biológico, o que deve ser feito de maneira gradual. Modificações bruscas podem levar ao colapamento das finas projeções citoplasmáticas, afetando a estrutura celular. Após a fixação, o material deve ser bem lavado, com tampão caso o fixador seja tamponado ou com água caso não o seja, iniciando-se em seguida a desidratação com banhos sucessivos de concentrações crescentes de um agente adequado que substitua a água e a elimine do espécime.

Após a desidratação, o espécime a ser analisado em MET foi incluído em um material que permita a posterior obtenção de cortes ultrafinos. Este material deve apresentar boa estabilidade quando submetido ao feixe eletrônico e permitir uma contração adequada. Várias substâncias são utilizadas como agentes de inclusão, sendo as resinas as mais conhecidas. Praticamente todas as resinas utilizadas na microscopia eletrônica são suspeitas de serem cancerígenas, devendo, portanto, ser manipuladas com todos os equipamentos de proteção necessários, como capela de exaustão, luvas e máscara. As resinas são comercializadas em 'kits', contendo os componentes e as proporções de preparo dos reagentes. Antes de levar à estufa para a polimerização, os espécimes infiltrados devem ser colocados em cápsulas de gelatina ou em moldes flexíveis, devidamente identificados. As principais resinas utilizadas são a Epon, a Spurr e a LR White. No caso da raiz de plântulas pode ser usada qualquer umas das resinas citadas. Neste trabalho foi usado a resina Epon que mostrou um bom resultado. (Figura 4)

Assim, os bloquinhos de resina Epon foram levados para o processo de microtomia onde foi utilizado a navalha de diamante que é muito resistente e durável, mas deve-se tomar cuidado para evitar qualquer movimento transversal ao gume. Desde que não cortem materiais que contenham inclusões muito duras, uma navalha de diamante bem tratada pode durar vários anos em boas condições. Para se evitar defeitos nos cortes, deve se manter a navalha perfeita, limpa e sem dente, e obter blocos homogêneos, de consistência adequada e material bem infiltrado. (Figura 5A, B, C e D). Os cortes são coletados na água e posicionados sobre uma grade, em geral de cobre, podendo ser de níquel ou ouro (utilizadas em citoquímica e histoquímica). Há grades com aberturas de diferentes formatos, mais comumente quadrados ou hexagonais. Neste trabalho foi usado a grade de chumbo de 400 mesh (Sigma), que serviu muito bem para este propósito. (Figura 6)

Figura 2 - Imagens ilustrativas mostrando a segunda fase de preparo da amostra de raiz de plântula para MET. Em A fixação primária. Em B raiz sendo fixada com glutaraldeído em tubo de eppendorf.



Figura 3 - Imagens ilustrativas mostrando a terceira fase de preparo da amostra de raiz de plântula para MET. Em A Pós-fixação. Em B raiz sendo pós-fixada com Tetróxido de Ósmio em tubo de eppendorf.



Figura 4 - Imagem ilustrativa mostrando a polimerização com resina Epon para o preparo da amostra de raiz de plântula para MET.

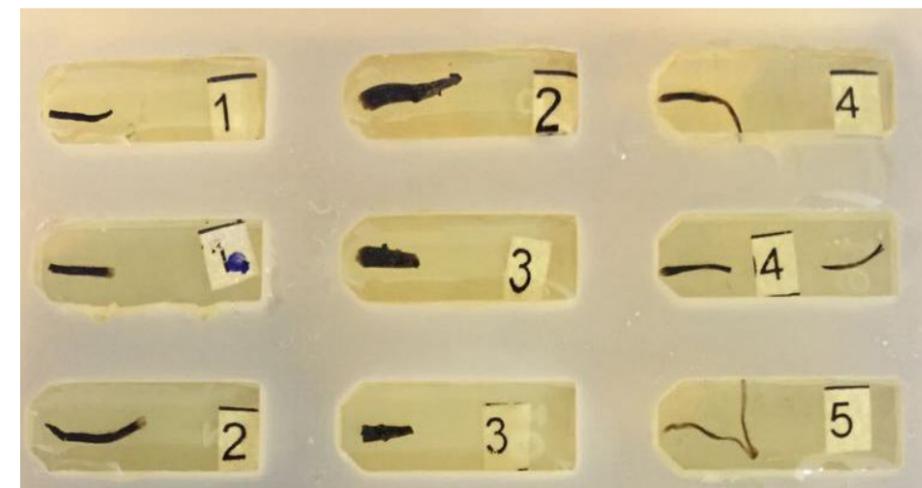


Figura 5 - Imagens ilustrativas mostrando as fases de preparação dos bloquinhos de resina Epon para fazer os cortes no Ultramicrótomo. Em **A** preparação dos bloquinhos manualmente. Em **B** preparação do bloquinho no ultramicrótomo (piramidar). Em **C** o bloquinho pronto para o corte. Em **D** cortes ultrafinos feitos pela navalha de Diamante. Em **E** os corte dispostos na “banheirinha” para serem pescados pela grade de chumbo.

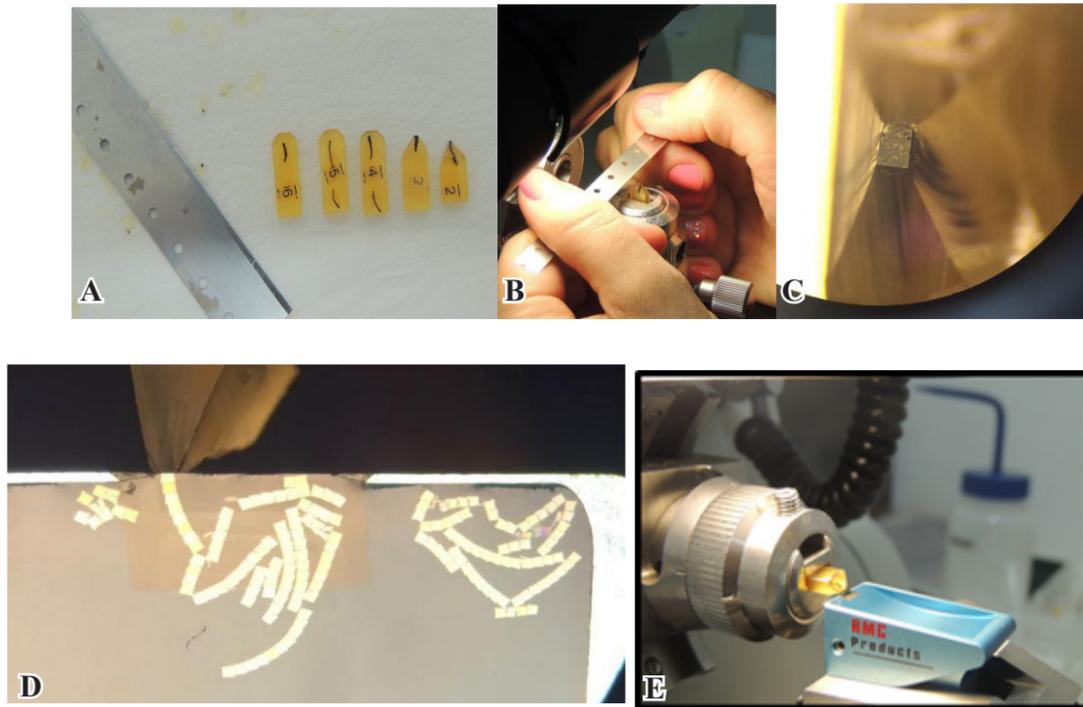


Figura 6 - Imagens ilustrativas mostrando a grade de chumbo de 400 mesh (Sigma) usada no preparo da amostra de raiz de plântula para MET.

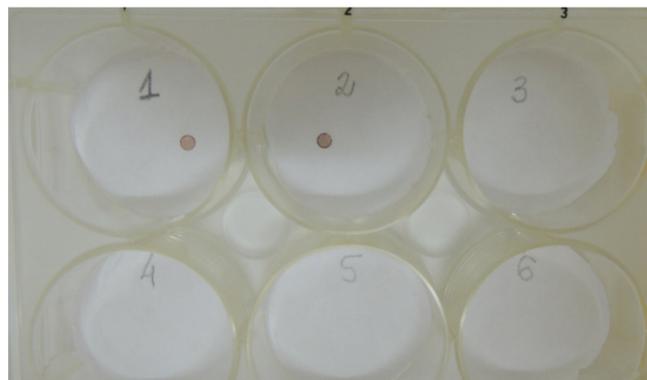


Figura 7 - Imagens ilustrativas mostrando a Contrastação usada no preparo da amostra de raiz de plântula para MET. Em **A**, os objetos usados no processo de Contrastação. Em **B**, gotas de citrato de chumbo e em **C** as gradinhas de chumbo disposta sobre a gota de chumbo.



Figura 8 - Imagens ilustrativas dos cortes das raízes primárias de *Bidens pilosa*, usando o Microscópio eletrônico de Transmissão (MET). Em **A**, mostra uma imagem mais ampla de 8K, visualizando quatro células da raiz. Já em **B**, mostra uma imagem mais aproximada de 30K, visualizando dentro de uma célula da raiz algumas organelas, como Mitocôndrias, Amiloplasto e Complexo de Golgi.

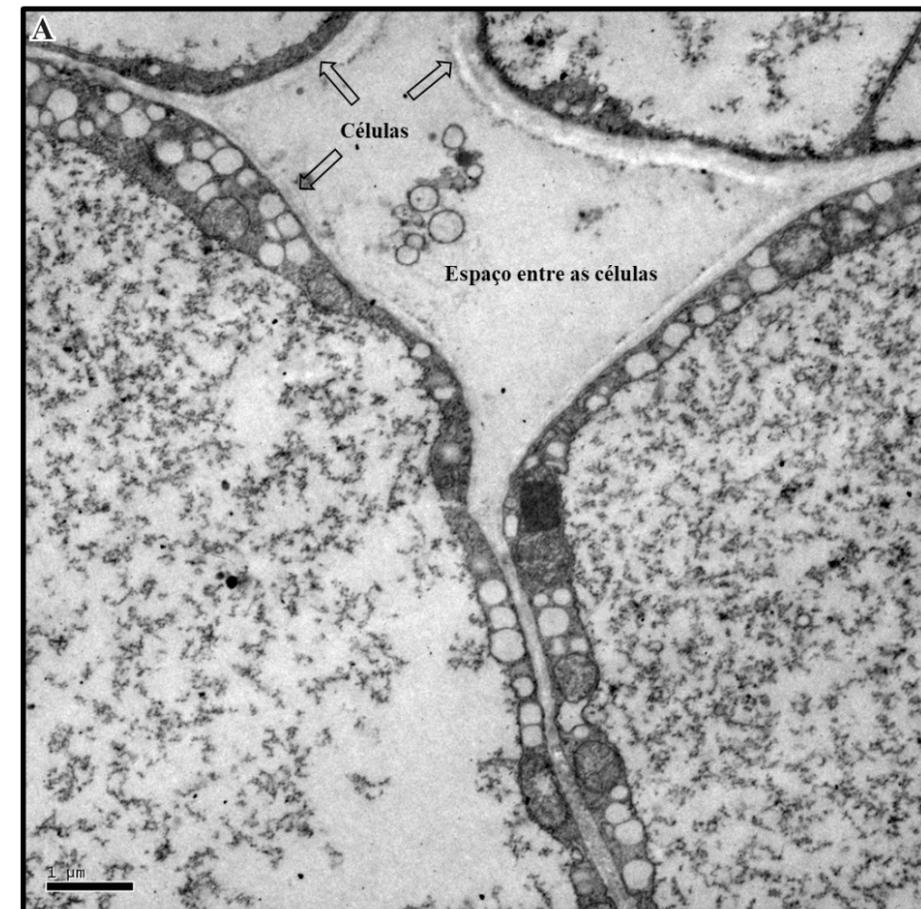
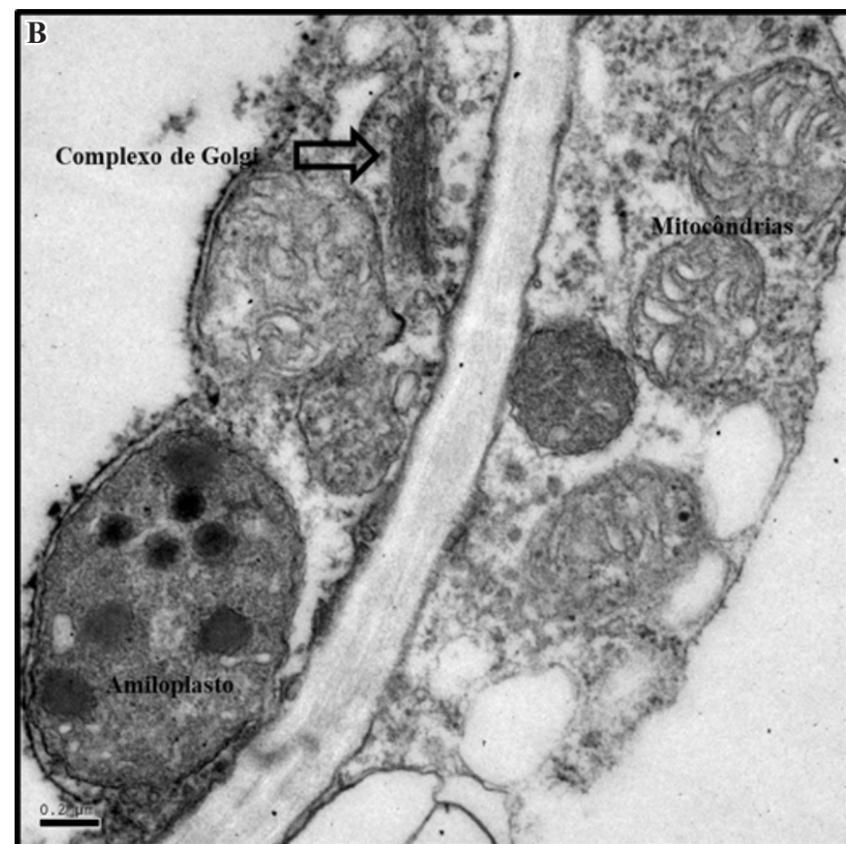


Figura 8 - Imagens ilustrativas dos cortes das raízes primárias de *Bidens pilosa*, usando o Microscópio eletrônico de Transmissão (MET). Em **A**, mostra uma imagem mais ampla de 8K, visualizando quatro células da raiz. Já em **B**, mostra uma imagem mais aproximada de 30K, visualizando dentro de uma célula da raiz algumas organelas, como Mitocôndrias, Amiloplasto e Complexo de Golgi (Cont.)



Para finalizar o processo de preparo da amostra foi feita a contrastação que é usada para intensificar o contraste dos cortes ultrafinos, as grades são colocadas sobre uma gota de acetato de uranila 5% em água destilada durante 5-30 minutos, com o corte voltado para a gota. Esta é previamente depositada sobre um pedaço de parafilme no fundo de uma placa de Petri, devidamente protegida da poeira ambiente. Em seguida, foi lavada a grade com água destilada. O excesso de água é absorvido com um pedaço de papel filtro, podendo-se então colocar a grade sobre uma gota de citrato de chumbo durante 5-30 minutos, lavando e secando como descrito anteriormente. (**Figura 7A, B e C**). Após a contrastação, o corte está pronto para ser examinado no MET, como mostrado as imagens na **Figura 8A e B**.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A aplicação do MET tem, contudo, limitações impostas pela necessidade do alto vácuo na coluna e pelo baixo poder de penetração do feixe de elétrons. Assim, a metodologia não vai ser tão diferente para cada material biológico, mas a aplicação e adaptação para cada amostra tem que ser feita e descrita de forma detalhada. Contudo, a descrição detalhada neste trabalho da metodologia aplicada para raiz de plântulas, pode ser utilizada com segurança e eficácia por pesquisadores que utilizarão o MET, como mostrado por meio das técnicas e imagens, pois quase não existem descrições detalhadas e principalmente

adaptada para raiz de plântulas na literatura.

AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem principalmente o Complexo de Centrais de Apoio à Pesquisa (COMCAP), da Universidade Estadual de Maringá.

REFERÊNCIAS

BAGNIEWSKA-ZADWORNA, A.; BYCZYK, J.; EISSENSTANT, D.M.; OLEKSYN, J.; ZADWORN, M.; Avoiding transport bottlenecks in an expanding root system: Xylem vessel development in fibrous and pioneer roots under field conditions. **American Journal of Botany**, v. 99, n.9, p. 1417-26, 2012.

DUVERT, M.; THIÉBAUD, P.; VERNA, A.; VERNAY, J-L. & THÉZÉ, N. Training of students in microscopy studies of normal and pathological structures: a practical course. In: ROSEI, W. **Science Technology and Education of Microscopy: An Overview**. Madrid: FORMATEX, 2003. v. 1, p. 802-816.

FARINA, M. Fundamentos de Microscopia Analítica para Biólogos. In: SOUZA, W. **Técnicas Básicas de Microscopia Eletrônica aplicada às Ciências Biológicas**. Rio de Janeiro: Sociedade Brasileira de Microscopia Eletrônica, 1998.

GALLETI, S.R. **Introdução a Microscopia Eletrônica**. Biológico, v. 65, p. 33-35, 2003.

GRIMSTONE, A. V. **O Microscópio Eletrônico em Biologia**. [tradução Marina Silveira]. EPU: Editora da Universidade de São Paulo. Coleção Temas de Biologia, São Paulo, 1980, v.11.

GRIZZI, F.; FRANCESCHINI, B.; CHIRIVA-INTERNATI, M.; HERMONAT, P.; SHAH, G.; MUZZIO, P. & DIOGUARD, N. The Complexity and the Microscopy in the Anatomical Sciences. In: ROSEI, W. **Science Technology and Education of Microscopy: An Overview**. Madrid: FORMATEX, 2003. v. 1, p. 396-404.

KITAJIMA, E.W. **Curso introdutório de microscopia eletrônica de transmissão**, Piracicaba: ESALQ, 1998. 43p.

MACHADO, R. D. & SOUZA, W. Desidratação, Inclusão, Ultramicrotomia e Contrastação. In: SOUZA, W. **Técnicas Básicas de Microscopia Eletrônica aplicada às Ciências Biológicas**. Rio de Janeiro: Sociedade Brasileira de Microscopia Eletrônica, 1998.

MARCONDES, J. & GARCIA, A.B. Aspectos citomorfológicos do estresse salino em plântulas de arroz (*Oryza sativa* L.). **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 76, n. 2, p. 187-94, 2009.

MANNHEIMER, W.A. **Microscopia dos Materiais**, Edição da Sociedade Brasileira de Microscopia e Microanálise, Rio de Janeiro: E-papers Serviços Editoriais, 2002. 221p.

PADILHA, A.; AMBROZIO-FIILHO, F. Técnicas de Análise Microestrutural. In: PADILHA, A.

Microscopia Eletrônica de Transmissão, 2013. Disponível em: www.angelfire.com/crazy3/qfl2308/1_multipart_xF8FF_3_MET_PMI-2201.pdf.

PADRON, T. S. Soluções Tampão. In: SOUZA, W. **Técnicas Básicas de Microscopia Eletrônica aplicada às Ciências Biológicas**. Rio de Janeiro: Sociedade Brasileira de Microscopia Eletrônica, 1998.

SANTOS, W. D.; FERRARESE, M. L. L.; NAKAMURA, C.V.; MOURÃO, K. S.M.; MANGOLIN, C.A.; FERRARESE-FILHO, O. Soybean (*Glycine max*) root lignification induced by ferulic acid. The possible mode of action. **Journal of Chemical Ecology**, v. 34, p. 1230-41, 2008.

SESSO, A. Fixação de Sistemas Biológicos. In: SOUZA, W. **Técnicas Básicas de Microscopia Eletrônica aplicada às Ciências Biológicas**. Rio de Janeiro: Sociedade Brasileira de Microscopia Eletrônica, 1998.

ESTUDO COMPARATIVO ENTRE AS RESISTÊNCIA A COMPRESSÃO AXIAL DE ARGAMASSAS COM OS SEGUINTE ADITIVOS: DETERGENTE LIQUIDO, CAL, E COLA BRANCA

ESTEVES, Hélio Matos*. - Graduado Engenharia Civil, UNIPAC- Teófilo Otoni/MG, Brasil ; COLARES, Rodrigo Silva.; LAJE, Matheus da Silva.; STARICK, Henrique.; SALOMÃO, Pedro Emílio Amador. - Docentes da Universidade Presidente Antônio Carlos - UNIPAC, Teófilo Otoni/MG, Brasil.

*Autor para correspondência e-mail: hmekiau@yahoo.com.br

Recebido em: 06/08/2018
Aprovação final em: 10/11/2018

Dor: <https://doi.org/10.25061/2527-2675/ReBraM/2019.v22i1.589>

RESUMO: Este estudo tem a finalidade de verificar a resistência a compressão axial das argamassas fabricadas com diferentes aditivos, que são eles: Cal hidratada, detergente líquido e cola branca (PVA). Para elaboração deste trabalho, foi realizada uma revisão bibliográfica e montado o experimento laboratorial. Os traços dos três aditivos foram o mesmo, modificando apenas a adição do aditivo. A primeira argamassa foi produzida com detergente líquido, a segunda teve a adição da cola branca (PVA) e o terceiro foi utilizando a tradicional cal hidratada. Após a produção foram moldados os corpos de prova. Após a moldagem, os corpos de prova permaneceram armazenados no laboratório até atingir a cura adequada, para posteriormente serem rompidos com auxílio de prensa hidráulica automatizada. Com os resultados das resistências dos corpos de prova, pôde-se observar que as resistências das argamassas com detergente líquido e a com cola branca (PVA) equivaleram-se, enquanto a composta por cal hidratada adquiriu uma resistência inferior.

PALAVRAS-CHAVE: Argamassa; Aditivo; Detergente Líquido; Cola Branca (PVA); Cal Hidratada.

COMPARATIVE STUDY BETWEEN THE AXIAL COMPRESSION RESISTANCE OF ARGAMS WITH THE FOLLOWING ADDITIVES: LIQUID DETERGENT, CAL, AND WHITE TAIL

ABSTRACT: This study has the purpose of verifying the axial compressive strength of mortars manufactured with different additives, which are: hydrated lime, liquid detergent and white glue (PVA). For the preparation of this work, a bibliographical review was carried out and the laboratory experiment was set up. The traces of the three additives were the same, modifying only the addition of the additive. The first mortar was produced with liquid detergent, the second had the addition of white glue (PVA) and the third was using traditional hydrated lime. After production, the specimens were molded. After molding, the specimens were stored in the laboratory until adequate cure was obtained, and then they were disrupted with the aid of an automated hydraulic press. With the results of the resistance of the test specimens, it was observed that the resistance of the mortars with liquid detergent and with white glue (PVA) were equivalent, whereas the one composed of hydrated lime acquired a lower resistance.

KEYWORDS: Mortar; Additive; Liquid Detergent; White Cola (PVA); Hydrated Lime.