รายการอ้างอิง

ภาษาไทย

ขวัญใจ ซองขันปอนด์. 2535. ผลของ vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi ต่อการเจริญเติบโตของพืช. วิทยาปฏิบัติ คณะวิทยาศาสตร์ จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย.

ชวนพิศ สีมาขจร. 2539. ผลของราวีเอไมโคไรซ่าที่แยกจากดินและรากพืชต่อการเจริญของข้าวโพด. วิทยานิพนธ์ปริญญามหาบัณฑิต สาขาเทคโนโลยีชีวภาพ คณะวิทยาศาสตร์ จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย.

เชิดชัย โพธิ์ศรี. 2541. การคัดเลือก *Pisolithus tinctorius* ราเอคโตไมคอร์ไรซ่าเพื่อใช้ในโครงการปลูกป่าในประเทศไทย. วิทยานิพนธ์ปริญญามหาบัณฑิต สาขาวิชาวิทยาศาสตร์สภาวะแวดล้อม บัณฑิตวิทยาลัย จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย.

รพีพรรณ ชีวะธนรักษ์. 2538. ชนิดและการแพร่กระจายของเชื้อราเวสิคูลาร์ อาร์บัสคูลาร์ไมคอไรซ่า ในดินต่างๆ และผลที่มีต่อการเจริญของข้าวโพด. วิทยานิพนธ์ปริญญามหาบัณฑิต บัณฑิตวิทยาลัย มหาวิทยาลัยเกษตรศาสตร์.

อนิวรรต เฉลิมพงษ์ และธีรวัฒน์ บุญทวีคุณ. 2524. การสำรวจเชื้อราเอคโตไมคอร์ไรซ่า ที่สัมพันธ์กับรากต้นไม้ในระบบนิเวศวิทยาป่าเต็งรังท้องที่สะแกราช. กรุงเทพมหานคร : กรมป่าไม้.

อนิวรรต เฉลิมพงษ์ และธีรวัฒน์ บุญทวีคุณ. 2525. การสำรวจเอคโตไมคอร์ไรซ่า ในระบบนิเวศวิทยาป่าดิบแล้ง. กรุงเทพมหานคร : กรมป่าไม้.

ภาษาอังกฤษ

Abbott, L. K., and Robson, A. D. 1984. The effect of VA mycorrhizae on plant growth. In C. L., Powell, and Bagyaraj, D. J. (eds), VA mycorrhiza, pp. 113-130. Florida : CRC Press.

Adjoud, D.,and Halli-Hargas,R. 2000. Occurrence of arbuscular mycorrhiza on age *Eucalyptus*. Mycorrhiza 9 : 287-290.

Adjoud, D., Plenchette, C. Halli-Hargas, R., and Lapeyrie, F.1996. Response of 11 eucalyptus species to inoculation with three arbuscular mycorrhizal fungi. Mycorrhiza 6 : 129-135.

Aggangan, N. S., Dell, B., Malajczuk, N, dela Cruz, R. E. 1996. Soil fumigation and phosphorus supply affect the formation of *Pisolithus - Eucalyptus urophylla* ectomycorrhizas in two acid Philippine soils. Plant and Soil. 180(2):259-266.

Alves, J.R., de Souza, O., Podlech, P.A.S., Giachini, A.J. and de Oliveira, V.L. 2001. Effect of ectomycorrhizal inoculum produced by solid state fermentation on growth of Eucalyptus dunnii Maiden. Pes. Agro. Bral. 36(2):307-313.

Anderson, I.C., Chamber, S.M., and Cairney J.W.G. 1998. Molecular determination of genetic variation in *Pisolithus* isolates from a defined region in New South Wales, Australia. Mycol. Res.138: 151-162.

Anderson, I.C., Chamber, S.M., and Cairney, J.W.G. 2001. ITS-RFLP and ITS sequence diversity in Pisolithus from central and eastern Australia sclerophyll forests. Mycol. Res. 105: 1304-1312.

Asai, T. 1934. Über das Vorkommen und die Bedeutung der Wurzelpilze in den Landpflanzen. Jap. J. Bot. 7: 107-150. Cite in Boudarga, K., Lapeyrie, F., and Dexheimer, J. 1990. A technique for dual vesicular-arbuscular endomycorrhizal/ectomycorrhizal infection of Eucalyptus in vitro. New Phytol. 114: 73-76.

Asbjornsen, H., Cayetano, A., Valdes, M., Palacios-Mayorga, S., and Vogt, K. 1996. Mycorrhizal Inoculum Potential as an Indicator of Ecosystem Disturbance in the Mountain Tropics of Southern Mexico. International Conference on Mycorrhizae, August 4-9, California.

Ashford, A.E., Ryde, S. and Barrow, K.D. 1994. Demonstration of a short-chain polyphosphate in *Pisolithus tinctorius* and the implications for phosphorus transport. New Phytologist. 126(2):239-247.

Ashford, A.E., Vesk, P.A., Orlovich, D.A., Markovina, A.L., and Allaway, W.G. 1999. Dispersed polyphosphate in fungal vacuoles in *Eucalyptus pilularis/Pisolithus tinctorius* ectomycorrhizas. Fungal Genet. Biol. 28(1):21-33.

Augé, R. M., Stodola, A. J. W., Brown, M. S., and Bethlenfalvay, G. J. 1992. Stomatal response of mycorrhizal cowpea and soybean to short-term osmotic stress.New Phytol. 120: 117-125.

Azcón, R., and Ocampo, J. A. 1981. Facters affecting the vesicular-arbuscular infection and mycorrhizal dependency of thirteen wheat cultivars. New Phytol. 87: 677-685.

Azcón-Aguilar, C., Diaz-Rodriguez, R. M., and Barea, J. M. 1986a. Effect of soil microorganisms on spore germination and growth of the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus moseae*. Trans Br. Mycor. Soc. 86: 337-340.

Bâ, A. M., and Thoen, D. 1990. First syntheses of ectomycorrhizas between *Afzelia africana* Sm. (Caesalpinioideae) and native fungi from West Africa. New Phytol. 114: 99-103.

Bâ, A. M., Balaji, B., and Piché, Y. 1994. Effect of time of inoculation on in vitro ectomycorrhizal colonization and nodule initiation in *Acacia holosericea* seedlings. Mycorrhiza. 4(3), 109-119.

Bending, G.D., and Read, D.J. 1997. Lignin and soluble phenolic degradation by ectomycorrhizal and ericoid mycorrhizal fungi. Mycol. Res. 101: 1348-1354.

Biermann, B. J., and Linderman, R. G. 1983. Ues of vesicular-arbuscular mycorrhizal roots, intraradical vesicles and extraradical vesicles as inoculum. New Phytol. 95: 97-105.

Blal, B. and Gianinazzi-Pearson, V. 1989. Interest of mycorrhiza for the production of micropropagated oil palm clones. Agric. Ecosyst. Environ. 29: 39-43.

Bonfante-Fasolo, P., 1984. Anatomy and morphology of VA mycorrhizae. In C. L., Powell, and Bagyaraj, D. J. (eds.), VA mycorrhiza. pp. 6-33. Florida: CRC Press.

Bonfante-Fasolo, P., and Gianinazzi-Pearson, V. 1982. Ultrastructure aspects of endomyccorhiza in the Ericaceae. III. Morphology of dissociated simians and modifications occurring during their reassociation in axenic culture. New Phytol. 91: 691-704.

Boudarga, K., Lapeyrie, F., and Dexheimer, J. 1990. A technique for dual vesicular-arbuscular endomycorrhizal/ectomycorrhizal infection of *Eucalyptus in vitro*. New Phytol. 114: 73-76.

Bougher, N. L., and Malajczuk, N. 1990. Effects of high soil moisture on formation of ectomycorrhizas and growth of Karri (*Eucalyptus diversicolor*) seedlings inoculated with *Descolea maculate*, *Pisolithus tinctorius* and *Laccaria laccata*. New Phytol. 114: 87-91.

Bougher, N.L., and Syme, K. 1998. Fungi of Southern Australia. University of Western, Nedlands, Australia: Australia Press.

Bowen, G. 1987. The biology and physiology of infection and its development. In G. R. Safir (ed.), Ecophysiology of VA mycorrhizal plants. pp. 27-57. Boca Raton, Flolida: CRC Press.

Brundrett, M. C. 1991. Mycorrhizas in natural ecosystems. Adv. Ecol. Res. 21: 171-313.

Brundrett, M. C. 1996. Arbuscular mycorrhiza [Online]. Available from http://www.ffp.csiro.au/research/mycorrhiza/[2002, November 3]

Brundrett, M. C., Bougher, N., Dell, B., Grove, T., and Malajczuk, N. 1996. Working with Mycorrhizas in Forestry and Agriculture. ACIAR Monograph 32. Canbera: Pirie.

Brundrett, M. C., Piche, Y., and Peterson, R. L. 1985. A developmental study of the early stages in vesicular-arbuscular mycorrhiza formation. Can. J. Bot. 63: 194.

Bryla, D. R., and Koide, R. T. 1990. Regulation of reproduction in wild and cultivated *Lycopersicon esculentum* Mill. by vesicular-arbuscular mycorrhizal infection. Oecologia. 84: 78-81.

Burgess, T., Malajczuk, N., and Dell, B. 1995. Variation in Pisolithus based on basidiome and basidiospore morphology, culture characteristics and analysis of polypeptides using 1D SDS-PAGE. Mycol. Res. 99:1-13.

Carling, D. E., and Brown, M.,F. 1982. Anatomy and physiology of vesicular-arbuscular and nonmycorrhizal roots. Phytopath. 72: 1108-1114.

Carvet, C., Barea, J. M., and Pera, J. 1992. in vitro interaction between the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus moseae* and some saprophytic fungi isolated from organic substrates. Soil Biol. Biochem. 24:775-780.

Chambers, S. M., Cairney, J. W. G. 1999. Pisolithus. In J. W. G. Cairney, and S. M. Chambers (eds), Ectomycorrhizal Fungi; Key Genera in Profile, 1-31. Germany : Springer-Verlag,

Chamber, S. M., Sawyer, N. A., and Cainey, J. W. G. 1999. Molecular identification of co-occuring Cortinarius and Dermocybe species from southeastern Australian aclerophyll forests. Mycorrhiza. 9:85-90.

Chen, Y. L. Brundrett, M. C., and Dell, B. 2000. Effects of ectomycorrhizas and vesicular-arbuscular mycorrhizas, alone or in competition, on root colonization and growth of Eucalyptus globulus and E-urophylla. New Phytol. 146(3):545-556.

Chilvers, G. A., and Gust, L. W. 1982. A development of mycorrhizal populations on pot-grown seedlings of Eucalyptus st-johnii R. T. Bak. New Phytol. 90:677-699.

Chilvers, G. A., Lapeyrie, F. F., and Horan, D. P. 1987. Ectomycorrhizal vs. endomycorrhizal fungi within the same root system. New Phytol. 107: 441-448.

Claridge, A.W., and May, T.W. 1994. Mycophagy among Australian mammals.Australian Journal of Ecology. 19: 251-275

Cummins,Joe. **Transgenic trees may cause problems with mycorrhiza** [Online]. 2002. Available from: http://www.fao.org/biotech/logs/C7/040702.htm. [2003,January 12]

Daniels, B. A., and Trappe, J. M. 1980. Fectors affecting the vesicular arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus epigeous*. Mycologia. 72: 457-471. De la Cruz, R. E. 1990. Current status of nursery and field applications of ectomycorrhizas in the Philippines. In Proceedings of the 8th North American Conference on Mycorrhizas, p. 75. Jackson, Wyoming.

Dell, B., Malajczuk, N., Bougher, N.L., and Thoms,on G. 1994 Development and function of *Pisilithus* and *Scleroderma* ectomycorrhizas forms in-vitro with *Allocasuarina*, *Casuarina* and *Eucalyptus*. Mycorrhiza. 5: 129-138.

Deoliveira, V. L., Schmidt, V. D. B., Gomes, N. C., and Maia, D. C.. 1994. Specificity of ectomycorrhizal fungi towards *Eucalyptus viminalis* Labill and *E. dunnii* Maiden. Agronomie 14(1) : 57-62.

Dhillion, S. S. 1992. Host-endophyte specificity of vesicular-arbuscular mycorrhizal colonization of *Oryza sativa* L. at the pre-transplant stage in low or high phosphorus soil. Soil Bio. and Biochem. 24: 405-411.

Diez, J., Anta, B., Manjon, J.L., and Honrubia, M. 2001. Genetic variability of Pisolithus isolates associated with native hosts and exotic eucalyptus in the western Mediterranean region. New Phytol. 149: 577-587.

Diop, T. A., Gueye, M., Dreyfus, B. L., Plenchette, C., and Strullou, D. G. 1994. Indigenous arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Acacia albida* Del. in different areas of senegal. App. and Environ. Microbiol. 60: 3433-3436.

Dixon, R. K., and Hiol Hiol, F. Mineral-nutrition of Pinus caribaea and Eucalyptus camaldulensis seedlings inoculated with Pisolithus tinctorius and Thelephera terrestris. Com. in Soil Sci. and Plant anal. 23: 13-14.

Dodd, J., Krikun, J., and Haas, J. 1983. Relative effectiveness of indigenous populations of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi from four sites in Negev, Israel. Israel J. Bot. 32: 10-21.

Domisch, T., Finer, L., Lehto, T., and Smolander, A. 2002. Effect of soil temperature on nutrient allocation and mycorrhizas in Scots pine seediings. Plant and Soil. 243(2):253-253.

dos Santos, I.P.A., Pinto, J.C. Siqueira, J.O., de Morais, A.R. and dos Santos, C.L. 2002. Effect of phosphorus, mycorrhizal and nitrogen on mineral content of Brachiaria brizantha Arachis pintoi mixture. REVISTA BRASILEIRA DE ZOOTECNIA-BRAZILIAN J. of Ani. Sci. 31(2):605-616.

Durall, D. M., Harniman, S. M., Berch, S. M., and Goodman, D. M. 1996. Morphology of ectomycorrhizal system (Dissedtion Microscope). In D. M. Good, D. M. Durall, J. A. Trofymow, and S. M. Berch, (eds.), Concise Descriptions of North American Ectomycorrhizal, pp. CDE1.1-CDE1.4, Mycologue Publications and Canada – B.C. Forest Resource Development Agreement, Canadian forest service.

Estaun, M. V. 1991. Effect of NaCl and mannitol on the germination of two isolates of the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus moseae*. In 3rd European Symposium on Mycorrhizas. University of Sheffield, Sheffield, U.K.

Fellner, R., and Pešková,. 1995. Effects of industrial pollutants on ectomycorrhizal relationships in temperate forests. Can. J. Botany. 73 (Suppl.): S1310-1315.

Feng, G., Zhang, F.S., Li, X.L., Tian, C.Y., Tang, C.X., and Rengel, Z. 2002. Uptake of nitrogen from indigenous soil pool by cotton plant inoculated with arbuscular mycorrhizal fungi. Com. in Soil Sci. and Plant Anal. 33(19-20):3825-3836.

Fernandes, M.F., Ruiz, H.A., Neves, J.C.L. and Muchovej, R.M.C. 1999. Growth and phosphorus uptake by Eucalyptus grandis seedlings associated to mycorrhizal fungi in different phosphorus rates and soil water potentials. Revista Brasileira de Ciencia do Solo 23:617-625.

Gadkar, V., and Adholeya, A. 2000. Intraradical sporulation of AM *Gigaspora margarita* in long-term axenic cultivation in Ri T-DNA carrot root. Mycol. Res . 104:716-721.

Garbaye, J., Delwaulle, J. C., and Diangana, D. 1988. Growth response of Eucalypts in the Congo to ectomycorrhizal inoculation. For. Res. Man. 24: 151-157.

Garcia, M.A., Alonso, J., Fernandez, M.I., and Melgar, M.J. 1998. Lead content in edible wild mushrooms in northwest Spain as indicator of environmental contamination. Arch. Environ. Contam. Toxicol. 34(4): 330-335.

Gerlitz, T.G.M., and Gerlitz, A. 1997. Phosphate uptake and polyphosphate metabolism of mycorrhizal and nonmycorrhizal roots of pine and of *Suillus bovinus* at varying external pH measured by in vivo P-31-NMR. Mycorrhiza .7(2): 101-106.

Glen, M., Tommerup, I. C., Bougher, N. L., and O'Brien, P. A. 2001. Interspecific and intraspecific variation of ectomycoorhizal fungi associated with *Eucalyptus* ecosystems as revealed by ribosomal DNA PCR-RFLP. Mycol. Res. 105(7): 843-858.

Godbout, C., and Fortin, J. A. 1983. Morphological features of synthesized ectomycorrhizae *of Alnus crispa* and *A. rugosa*. New Phytol. 94: 249-262.

Godbout, C., and Fortin, J. A. 1985. Synthesized ectomycorrhizae of aspen: fungal genus level of structural characterization. Can. J. Bot. 63: 252-262.

Gomes, E.A., Abreu, L.M., Borges, A.C., Araujo, E.F. 2000. ITS sequences and mitochondrial DNA polymorphism in Pisolithus isolates. Mycological Research 104: 911-918.

Griffith, P.R., Baham, J.E., and Caldwell, B.A. 1994. Soil solution chemistry of ectomycorrhizal mats in forest soil. Soil Bio. and Biochem. 26(3):331-337.

Grime, J. P., Mackey, J. M. L., Hillier. S. H., and Read, D. J. 1987. Floristic diversity in a model system using experimental microcosms. Nature. 328: 420-422.

Green, N. E., Graham, S. O., and Schenck, N. C. 1976. The influence of pH on germination of vesicular arbuscular mycorrhiza spores. Mycologia. 68: 929-934.

Grove, T. S., Malajczuk, N., and Hardy, G. E. S. 1996. The effect of soil pH on the ability of ectomycorrhizal fungi to increase the growth of Eucalyptus globules Labill. Plant and Soil 178(2) : 209-214.

Hadley, G. 1982. Orchid Biology : Reviews and Perspectives. New York: Cornell University Press. pp. 83-188.

Hargreaves, J. A., and Keon, J. P. R. 1986. Cell wall modifications associated with the resistance of cereals to fungal pathogens. In J. Bailey (ed.), Biology and Molecular biology of plant-pathogen Interactions, NATO ASI Series, pp. 133-140. Berlin: Springer-Verlag.

Harley, J. L., and Smith, S. E. 1983. Mycorrhizal symbiosis . London: Academic Press.

Hawkins, H. J., and George, E. 1997. Hydroponic culture of the mycorrhizal fungus Glomus mosseae with Linum usitatissimum L., Sorghum bicolor L. and Triticum aestivum L. Plant and Soil 196: 143-149.

Hayman, D. S. 1970. Endogone spore numbers in soil and vesicular- arbuscular mycorrhiza in wheat was influenced by season and soil treatment. Trans. Br. Mycol. Soc. 54: 55-63.

Heinemeyer, A., and Fitter, A.H. 2001.Influence of temperature and light on the functioning of arbuscular mycorrhizal (AM) and on the extraradical hyphae growth: implications of climate change. Third International Conference on Mycorrhizas. Adelaide Convention Centre, Adelaide, Australia.

Ho, I. 1987. Vesicular arbuscular mycorrhizae of halophytic grasses in the Aluvard desert of Oregon. Northwest sci. 61: 148-151.

Hutchison, L.J., and Piche, Y. 1995. Effects of exogenous glucose on mycorrhizal colonization *in-vitro* by early-stage and late-stage ectomycorrhizal fungi. Can. J. Of Bot.-Revue Can. De Bot. 73: 898-904.

Hyppel, A. 1968. Effect of *Fomes annosus* on seedlings of *Picea abies* in the presence of *Boletus bovines* . Stud. For. Suec.,Stockh. No. 66. p. 16.

Ilag, L. L., Rosales, A. M., and Mew, T. W. 1987. Use of endomycorrhizal fungus to challenge *Rhizoctonia* infection in selected field crops. Philippine Phytopathol. 23 (1-2): 33-34.

Ingham, E.R., and Massicotte, H.B. 1994. Protozoan communities around conifer roots colonized by ectomycorrhizal fungi. Mycorrhiza. 5(1):53-61.

Ishii, T., Sunao, K., Ming, Z., Jiro, A., Isao, M., and Kazuomi, K. 1998. Effect of the reduction of phosphorus fertilizer for *Citrus iyo* orchards on the development of

vesicular-arbuscular mycorrhizae and the quality of fruit. 2nd International Conference on Mycorrhiza. 5-10 July. Uppsala, SWEDEN.

Jackson, R.M., and Mason, P.A. 1984. Mycorrhiza. London : Edward Arnold, Ltd,

Jain, R. K., and Sethi, C. L. 1988a. Influence of endomycorrhizal fungi *Glomus fasiculatum* and *G. epigaeus* on penetration and development of *Heterodera cajani* on cowpea. Indian J. Nematol. 18: 89-93.

Janardham, K. K., Khaliq Abdul, Naushin Fauzia, and Romaswamy, K. 1994. Vesicular arbuscular mycorrhiza in an alkaline usar land ecosystem. Curr. Sci. 67(6): 465-469.

Jarstfer, A. G., and Sylvia, D.M. 1998. Aeroponic Culture of VAM Fungi . In A. Varma, and B.Hock (eds.), Mycorrhiza:structure, function, molecular biology, and biotechnology, pp. 427-441. Germany: Springer.

Jasper, D. A., Abbott, L. K., and Robson, A. D.1989. Hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus maintain infectivity in dry soil, expect when the soil is disturbed. New Phytol. 112: 101-107.

Jasper, D. A. Robson, A. D., and Abbott, L. K. 1988. Revegetation in an iron-ore . Mine-nutrient requirements for plant growth and the potential role of vesicular-arbuscular (VA) mycorrhizal fungi. Aus. J. Soil Res. 26: 497-507.

Jeffries, P. and Dodd, J. C. 1991. The use of mycorrhizal inoculants in forestry and agriculture. In D. K. Arora, Rai Bharat, Mukerji, K. G., and Krudson, G. R. (eds), Handbook of Applied Mycology Vol. 1, 155-185. New York : Mercel Dekker Inc.,

Johansen, A., Jensen, E.S. 1996. Transfer of N and P from intact or decomposing roots of pea to barley interconnected by an arbuscular mycorrhizal fungus. Soil Bio. and Biochem. 28(1):73-81.

Jones, M.D., Durall, D.M. and Tinker, P.B. 1998. Comparison of arbuscular and ectomycorrhizal Eucalyptus coccifera: growth response, phosphorus uptake efficiency and external hyphal production. New Phytol. 140(1):125-134.

Juge, C, Samson, J., Bastien, C., Vierheilig, H., Coughlan, A., and Piche, Y. 2002. Breaking dormancy in spores of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices*: a critical cold-storage period. Mycorrhiza. 12(1):37-42.

Kainulainen, P., Holopainen, J., Palomaki, V., and Holopainen, T. 1996. Effects of nitrogen fertilization on secondary chemistry and ectomycorrhizal state of Scots pine seedlings and on growth of grey pine aphid. J. Of Chem. Ecol.. 22(4):617-636.

Kaldorf, M., Fladung, M., and Muhs, H.J. 2002. Mycorrhizal colonization of transgenic aspen in a field trial. Planta. 214(4):653-660.

Kasuya, M.C.M., Costa, M.D., Pereira, G.M.D., and Borges, A.C. 2001. Isolation and characterization of monakaryotic cultures of *Pisolithus* sp. Third International Conference on Mycorrhizas. Adelaide Convention Centre, Adelaide, Australia.

Khan, A. G. 1974. The occurrence of mycorrhiza in halophytes, hydrophytes, xerophytes and *Endogone* spores in saline soils. J. Gen. Microbiol. 81: 7-14.

Koide, R. T., and Schreiner, R. P. 1992. Regulation of the vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. Annu. Rev. Plant Physiol. 43: 557-581.

Kope, H.H., and Fortin, J.A, 1990. Germination and comparative morphology of basidiospores of Pisolithus arhizus. Mycologia 82: 350-357.

Kraigher, H., Grayling, A., Wang, T.L., and Hanke, D.E. 1991. Cytokinin production by 2 ectomycorrhizal fungi in liquid culture. Phytochem. 30(7):2249-2254.

Lakhanpal, T. N. 1999. Ectomycorrhiza-An Overview. In K. G. Mukerji, B.P. Chamola, and Jigjit Singh (eds), Mycorrhizal Biology, 101-118. New York : Kluwer Academic/Plenum Publishers,

Lamhamedi, M.S., Fortin, J.A., Kope, H.H. and Kropp, B.R. 1990. Genetic variation in ectomycorrhiza formation by Pisolithus arhizus on Pinus pinaster and Pinus banksiana. New Phytol. 115: 689-697.

Lapeyrie, F. F., and Chilvers, G. A. 1985. An endomycorrhiza-ectomycorrhiza succession associated with enhanced growth by Eucalyptus dumosa seedlings planted in a calcareous soil. New Phytol. 100: 93-104.

Laatikainen, T., and Heinonen-Tanski, H. 2002. Mycorrhizal growth in pure cultures in the presence of pesticides. Mycol. Res. 157(2):127-137.

Law, R., and Lewis, D. H. 1983. Biotic environments and the maintenance of sex-some evidence from mutualistic symbiosis. Bio. J. of the Lin. Soc. 20: 249-276.

Lei, J., Lapeyrie, F., Malajczuk, N., and Dexheimer, J. 1990. Infectivity of pine and eucalypt isolates of *Pisolithus tinctorius* (Pers) Coker & Couch on roots of *Eucalyptus urophylla* S. T. Blake *in vitro* II. Ultrastructural and biochemical changes at the early stage of mycorrhiza formation. New Phytol. 116: 115-122.

Liu, Y. J., Rogers, S. O., and Ammirati, J. F. 1997. Phylogenetic relationship in Dermycobe and related Cortinarius taxa based on nuclear ribosomal DNA internal transcribed spacers. Can. J. Botany. 75: 519-532.

Lu, X.H., Malajczuk, N. and Dell, B. 1998. Mycorrhiza formation and growth of Eucalyptus globulus seedlings inoculated with spores of various ectomycorrhizal fungi. Mycorrhiza. 8(2):81-86.

Mahmood, T., and Iqbal, S. H. 1982. Influence of soil moisture contents on VA mycorrhizae and pathogenic infection by *Rhizoctonia solani* in *Brassica napus*. Pak. J. Agri. Res. 3: 45-49.

Malajczuk, N., Lapeyrie, F., and Garbaye, J. 1990. Infectivity of pine and eucalypt isolates of *Pisolithus tinctorius* on roots of *Eucalyptus urophylla in vitro*. I. Mycorrhizal formation in model systems. New Phytol. 114: 627-631.

Maljczuk, N., Linderman, R. G., Kough, J., and Trappe, J. M. 1981. Presence of vesicular-arbuscular mycorrhiza in *Eucalyptus* sp. and *Acacia* sp., and their absence in *Banksia* sp. after inoculation with *Glomus fasiculatus*. New Phytol. 87: 567-572.

Malajczuk, N., Molina, R., and Trappe, J. M. 1982. Ectomycorrhiza formation in *Eucalyptus*. I. Pure culture synthesis, host specificity and mycorrhizal compatibility with *Pinus radiate*. New Phytol. 91: 467-482.

Malajczuk, N., Molina, R., and Trappe, J. M. 1982. Ectomycorrhiza formation in *Eucalyptus*. II. Ultrastrutural examination of compatible and incompatible mycorhhizal fungus inoculation. New Phytol. 96: 43-53.

Manninen, A. M., Laatikainen, T., and Holopainen, T. 1998. Condition of Scots pine fine roots and mycorrhiza after fungicide application and low-level ozone exposure in a 2-year field experiment. Trees Struct. Funct. 12: 347-355.

Martins, A., Barroso, J., and Pais, M. S. 1996. Effect of ectomycorrhizal fungi on survival and growth of micropropagateed plants and seedlings of *Castanea sativa* mill. Mycorrhiza. 6: 265-270.

Martin, F., Delaruelle, C. and Ivory. M., 1998. Genetic variability in intergenic spacers of ribosomal DNA in Pisolithus isolates associated with pine, eucalyptus and Afzelia in lowland Kenyan forests. New Phytol. 139: 341-352.

Martin, F., Diez, J., Dell, B. and Delaruelle, C. 2002. Phylogeography of the ectomycorrhizal Pisolithus species as inferred from nuclear ribosomal DNA ITS sequences. New Phytol. 153: 345-357.

Marx, D. H. 1977. Tree host range and world distribution of the ectomycorrhizal fungus *Pisolithus tinctorius*. Can. J. Bot. 23: 217-223.

Marx, D. H. 1981. Variability in ectomycorrhizal development and growth among isolates of *Pisolithus tinctorius* as affected by source, age and reisolation. Can. J. Bot. 11: 168-174.

Marx, D. H., Ruehle, J. L., Kenny, D. S., Cordell, C. E., Riffle, J. W., Molina, R. J., Pawuk, W. H., Nauratil, S., Tinus, R. W., and Goodwin, O. C. 1982. Commercial vegetation inoculum of *Pisolithus tinctorius* and inoculation techniques for development of ectomycorrhizar on container-grown seedlings. For. Sci. 28: 373-400.

Mason, P.A., Ingleby, K., Munro, R.C., Wilson, J. and Ibrahim, K. 1999. Interactions of nitrogen and phosphorus on mycorrhizal development and shoot growth of Eucalyptus globulus (Labill.) seedlings inoculated with two different ectomycorrhizal fungi. For. Ecol. Manage. 128(3):259-268.

McElhinney, C., and Mitchell, D.T. 1995. Influence of ectomycorrhizal fungi on the response of Sitka spruce and Japanese larch to forms of phosphorus. Mycorrhiza. 5: 409-415.

Menge, J. A., Lembright, H., and Johnson, E. L. V. 1977. Utolization of mycorrhizal fungi in cithus nurseries. Proc. Int. Soc. Citric. 1: 129-132.

Miersch, O., Regvar, M., and Wasternack, C. 1999. Metabolism of jasmonic acid in *Pisolithus tinctorius* cultures. Phyton-Ann. Bot .39(3):243-247.

Miller,O.K. Jr. 1982. Taxonomy of ecto-and ectendomycorrhizal fungi. In N.C. Schenck(ed.), Method and principles of mycorrhizal research, pp. 91-101. St. Paul Minnesota : The American Phytopathological society Publication.

Molina, R., and Trappe, J. 1982. Lack of mycorrhizal specificity by the ericaceous hosts *Arbutus menziessi* and *Arctostaphylos uva-ursi*. New Phytol. 90: 495-509.

Mortier, F., Le Tacon, and Garbaye. 1988. Effect of inoculum type and inoculation dose on ectomycorrhizal development, root necrosis and growth of Douglas fir seeslings inoculated with *Laccaria laccata* in a nursery. Ann. Sci. For. 45: 301-310.

Morton, J. B. 1990. Species and clones of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales, Zygomycetes): their role in macro- and micro- evolutionary processes. Mycotaxon. 37: 493-515.

Morton, J. B. 1990. Taxonomy[Online]. Available from: http://invam.caf.wvu.edu/[2000, April 10]

Mosse, B. 1959. The regular germination of resting spores and some observations on the growth requirements of an *Endogone* sp. Causing vesicular-arbuscular mycorrhiza. Trans Br. Mycor. Soc. 42: 273-286.

Mosse, B., Stribley, D. P. and Letacon, F. 1981. Ecology of mycorrhizae. Adv. Microb. Ecol. 5: 137-210.

Mugnier, J., and Mosse, B. 1987. Spore germination and viability of a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus moseae*. Trans Br. Mycor. Soc. 88: 411-413.

Pescua, C. M., and Milagrosa, S. P. 1989. Mycorrhiza as biological control agent of some pathogens on white potato. Philippine J. of Crop Sc. 14: 35-37.

Pryor, L. D. 1956. Ectotrophic mycorrhizae in renantherous species of Eucalyptus. Nature: 587-588. Cited in Malajczuk, N., Molina, R., and Trappe, J. M. 1982. Ectomycorrhiza formation in *Eucalyptus*. I. Pure culture synthesis, host specificity and mycorrhizal compatibility with *Pinus radiate*. New Phytol. 91: 467-482.

Rajkumar, Sharma, G. D., Mishra, R. R.,. 1990. Development of ectomycorrhizae on pine and its effect on the growth of *Pinus kesiya* under different moisture regimes. In B. L., Jalali, and Chand, H. (eds.). Trends in mycorrhizal research. Proceedings

of the National Conference on Mycorrhiza, Feb. 14-16, pp. 199-200, Haryana Agricultural University, Hisar, India.

Read, D. J. 1983. biology of mycorrhiza in the Ericales. Can. J. Bot. 61: 985-1004.

Read, D. J.. 1999. Mycorrhiza- the state of art. In A. Varma , and B. Hock (eds), Mycorrhizae: Structure, Function, Molecular Biology and Biotechnology, pp.3-34. Germany : Springer-Verlag,

Reddy, M. S., and Natrajan, K. 1994. Effect of a synthetic pyrethroid on the growth of ectomycorrhizal fungi and mycorrhiza formation in *Pinus patula*. Mycorrhiza. 5: 115-117.

Reddy, M.S. and Satyanarayana, T. 1998. Ectomycorrhizal formation in micropropagated plantlets of Populus deltoides. Symbiosis. 25(1-3):343-348.

Rieger, A., Guttenberger, M., and HAMPP, R. 1992. Soluble carbohydrates in mycorrhized and non-mycorrhized fine roots of sprue seedlings.Zeitschrift Fur Naturforchung C-A J. Of Biosci.47(3-4):201-204.

Robertson, D., and Robertson, J. 1985. Ultrastructural aspects of *Pyrola* mycorrhiza. Can. J. Bot. 63: 1089-1098.

RuizLozano, J.M., Azcon, R., and Gomez, M. 1996. Alleviation of salt stress by arbuscular-mycorrhizal *Glomus* species in *Lactuca sativa* plants. Physiol. Plant. 98:767-772.

Sanchez-Gallen, Irene, Javier, F. and Alverez-Sanchez. 1998. Effect of AM fungi on growth and survivorship of tree seedlings under differential conditions of light and nutrients availability in a tropical lowland rain forest in Mexico. The Second International Conference on Mycorrhizae, July 5-10. Sweden.

Sbrana, C., Avio, L., and Giovannetti, M. 1995. Utilization of sucrose by *Hymenoscyphu sericae* (an ericoid endomycorrhizal fungus) and ectomycorrhizal fungi. Mycol. Res. 99: 1233-1238.

Schenck, N. C., and Schroder, V. N. 1974. Temperature response of Endogone mycorrhiza on soybean roots. Mycologia. 66:600-605.

Setala, H., Kulmala, P., Mikola, J., Markkola, A.M. 1999. Influence of ectomycorrhiza on the structure of detrital food webs in pine rhizosphere. Oikos. 87(1):113-122.

Sims, K.P., Sen, R., Watling, R., and Jeffries, P. (1999) Species and population structures of *Pisolithus* and *Scleroderma* identified by combined phenotypic and genomic marker analysis. Mycol Res. 103: 449-458

Simon,L., Lalonde,M. and Bruns,T.D. 1992. Specific amplification of 18S fungal ribosomal genes from vesicular-arbuscular endomycorrhizal fungi colonizing roots. Appl. Environ. Microbiol. 58: 291-295.

Simon,L., Bousquet,J., Levesque,R.C. and Lalonde,M. 1993. Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular land plants. Nature. 363: 67-69.

Sharma, M.P., and Adholeya, A. 2000. Response of *Eucalyptus tereticornis* to inoculation with indigenous AM fungi in a semiarid alfisol achieved with different concentrations of available soil P. Microbio. Res. 154(4):349-354.

Simard, S.W., Jones, M.D., Durall, D.M., Perry, D.A., Myrold, D.D., and Molina, R. 1997. Reciprocal transfer of carbon isotopes between ectomycorrhizal *Betula papyrifera* and *Pseudotsuga menziesii*. New Phytol. 137: 529-542.

Stoyke, G., and Currah, R. S. 1991. Endophytic fungi from the mycorrhizas of alpine ericoid plants. Can. J. Bot. 69: 347-352.

Sugavanam, V., Udaiyan, K., and Manian, S. 1994. Effect of fungicides on vesicular-arbuscular mycorrhizal infection and nodulation in groundnut (*Arachis hypogaea* L). Agri. Ecosyst. and Environ. 48(3):285-293.

Sundari, S. K. and Adholeya, A. 1999. Freeze-drying vegetative mycelium of *Laccaria fraterna* and its subsequent regeneration. Biotech. Techn. 13(7): 491-495

Tam, P. C. F., and Griffiths, D. A. 1994. Mycorrhizal association in Hong Kong Fagaceae. VI. Growth and nutrient uptake by Castanopsis fissa seedlings inoculated with ectomycorrhizal fungi. Mycorrhiza. 4: 169-172.

Theodorou, C., and Redell, P. 1991. In vitro synthesis of ectomycorrhizas on Casuarinaceae with a rang of mycorrhizal fungi. New Phytol. 118: 279-288.

Thomson, B. D., Grove, T. S. Malajczuk, N., and Hardy, G. E. S. J. 1994. The effectiveness of ectomycorrhizal fungi in increasing the growth of Eucalyptus globules Labill in relation to root colonization and hyphal development in soil. New Phytol 126(3) : 517-524.

Tibbett, M., Sanders, F.E., and Cairney, J. W. G. 2002. Low-temperature-induced changes in trehalose, mannitol and arabitol associated with enhanced tolerance to freezing in ectomycorrhizal basidiomycetes (*Hebeloma* spp.). Mycorrhiza. 12(5): 249-255.

Tibbett, M., Sanders, F.E., Minto, S.J., Dowell, M., and Cairney, J.W.G. 1998. Utilization of organic nitrogen by ectomycorrhizal fungi (*Hebeloma* spp.) of arctic and temperate origin. Mycol. Res. 102:1525-1532.

Tommerup,I.C. 1983. Spore dormancy in vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. Trans Brit. Myc. Soc. 81: 37-45.

Tommerup, I. C., and Abbott, L. K. 1981. Prolonged survival and viability of VA mycorrhizal hyphae after root death. Soil Bio. Biochem. 13: 431-433.

Trappe, J.M. 1977. Selection of fungi for ectomycorrhizal inoculation in nurseries. Ann. Rev. Phytopathol. 15: 203-222.

Tsantrizos, Y.S., Kope, H.H., Fortin, J.A., and Ogilvie, K.K. 1991. Antifungal antibiotics from *Pisolithis tinctorius*. Phytochem. 30(4):1113-1118.

Varma, A., and Hock, B. 1998. Mycorrhiza. Structure, Function, Molecular Biology and Biotechnology. Varma, A., and B., Hock. Berlin-Heidelberg, Buch : Springer-Verlag.

Venedikian, N., Chiocchio, V., Martinez, A., Menendez, A., Ocampo, J.A., and Godeas, A. 1999. Influence of the fungicides carbendazim and chlorothalonil on spore germination, arbuscular mycorrhizal colonization and growth of soybean plants. Agrochimica. 43(3-4):105-109.

Wagner, S.C., Skipper, H.D. Walley, F., and Bridges, W.B. 2001. Long-term survival of *Glomus claroideum* propagules from soil pot cultures under simulated conditions. Mycologia. 93(5):815-820.

Watling, R., Taylor, A., Lee, S.S., Sims, K. and Alexander, I.J. 1995. A rainforest Pisolithus; its taxonomy and ecology. Nova Hedwigia 61: 417-429.

Williams, S. C. K., Vestberg, M. Uosukainen, M., Dodd, J. C., and Jeffries, P. 1992. Effects of fertilizer and arbuscular mycorrhizal fungi on the post-vitro growth of micropropagated strawberry. Agronomie 12:851-857.

Wilson, G. W. T., and Hartnett, D. C. 1997. Effects of mycorrhizae on plants growth and dynamics in experimental tallgrass prairie microcosms. Am. J. Bot. 84: 478-482.

Wright, S. F., Morton, J. B., and Sworobuk, J. E. 1987. Identification of a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus by using monoclonal antibodies in an enzyme-linked immunosorbent assay. Appl. Environ. Microbiol. 53: 2222-2225.

Wu, C. G. 1998. Dichotomous key . Classification of VA mycorrhiza[Online]. Available from: http://www.tari.gov.tw/ACT/taxonomy.htm [1999,June 21]

Yazid, S. M., Lee, S. S., and Lapeyrie, F. 1994. Growth-stimulation of *Hopea* spp. (Dipterocarpaceae) seedlings following ectomycorrhizal inoculation with an exotic strain of *Pisolithus tinctorius*. For. Ecol. And Manage. 67: 339-343.

Zak. 1973. Classification of Ectomycorrhizae. In G. C. Marks, and T. T. Kozlowski, Ectomycorrhizae: Their Ecology and Physiology, 43-78. New York : Academic press.

ภาคผนวก

ภาคผนวก ก
สูตรอาหารเลี้ยงเชื้อและปุ๋ย

อาหารเลี้ยงเชื้อ Modified Melin-Norkrans (MMN) (Marx, 1969)

Malt extract	3	กรัม
D-glucose	10	กรัม
KH_2PO_4	0.5	กรัม
$(NH_4)_2HPO_4$	0.25	กรัม
$MgSO_4.7H_2O$	0.15	กรัม
$CaCl_2$	0.05	กรัม
$FeCl_3$ (1% solution)	1.2	มิลลิลิตร
NaCl	0.025	กรัม
Thiamine HCl	100	ไมโครกรัม
น้ำกลั่น	1	ลิตร

ปรับ pH เป็น 5.8 นึ่งฆ่าเชื้อที่อุณหภูมิ 121 องศาเซลเซียส นาน 15 นาที

สูตรปุ๋ย

NH_4NO_3	15 กรัม/น้ำ 500 มิลลิลิตร ใช้ 1 มิลลิลิตร/น้ำ 1 ลิตร ได้ธาตุ N 10.5 pp
Na_2HPO_4	11.5 กรัม/น้ำ 250 มิลลิลิตร ใช้ 1 มิลลิลิตร/น้ำ 1 ลิตร ได้ธาตุ P 10.0 ppm
KCl	4.5 กรัม/น้ำ 250 มิลลิลิตร ใช้ 1 มิลลิลิตร/น้ำ 1 ลิตร ได้ธาตุ K 9.4 ppm
$CaCl_2$	7 กรัม/น้ำ 250 มิลลิลิตร ใช้ 1 มิลลิลิตร/น้ำ 1 ลิตร ได้ธาตุ Ca 10.1 ppm
$MgSO_4$	24 กรัม/น้ำ 400 มิลลิลิตร ใช้ 1 มิลลิลิตร/น้ำ 1 ลิตร ได้ธาตุ Mg 40 ppm
$Na_2MoO_4.2H_2O$	25 มิลลิกรัม/น้ำ 100 มิลลิลิตร ทำ dilution 10^{-2} ใช้ 1 มิลลิลิตร/น้ำ 1 ลิตร ได้ธาตุ Mo 0.001 ppm
$CuSO_4.5H_2O$	15 มิลลิกรัม/น้ำ 100 มิลลิลิตร ทำ dilution 10^{-1} ใช้ 1 มิลลิลิตร/น้ำ 1 ลิตร ได้ธาตุ Cu 0.006 ppm

H_3BO_3	64 มิลลิกรัม/น้ำ 100 มิลลิลิตร ใช้ 1 มิลลิลิตร/น้ำ 1 ลิตร
$ZnSO_4.7H_2O$	44 มิลลิกรัม/น้ำ 100 มิลลิลิตร ใช้ 1 มิลลิลิตร/น้ำ 1 ลิตร ได้ธาตุ Zn 0.1 ppm
$MnCl_2.4H_2O$	0.25 กรัม/น้ำ 100 มิลลิลิตร ใช้ 1 มิลลิลิตร/น้ำ 1 ลิตร ได้ธาตุ Mn 0.7 ppm
FeEDTA	18.1 กรัม/น้ำ 500 มิลลิลิตร ใช้ 1 มิลลิลิตร/น้ำ 1 ลิตร ได้ธาตุ Fe 5.5 ppm

ภาคผนวก ข

Wet sieving and decanting technique

(Gerdemann and Nicolson, 1963)

1. ผสมดิน 250 กรัม ในน้ำ 1000 มิลลิลิตร กวนเบาๆ และตั้งทิ้งไว้ 4-5 วินาที เพื่อให้เศษดินทรายตกตะกอน
2. รินของเหลวผ่านตะแกรงร่อนดิน ขนาด 840, 250, 177, 149, 74 และ 44 มิลลิเมตร ตามลำดับ
3. ล้างสิ่งที่ติดอยู่บนตะแกรงร่อนชั้นต่างๆ ให้เศษตะกอนเล็กๆได้ผ่านช่องตะแกรงลงไป
4. นำตะกอนบนตะแกรงชั้น 74 และ 44 ผสมน้ำเพื่อนำไปทำ Sucrose centrifugation

ภาคผนวก ค

Sucrose centrifugation (Smith และ Skipper, 1979)

1. นำตะกอนผสมน้ำที่ได้จาก Wet sieving and decanting technique เทใส่ในหลอด
2. เซนตริฟิวจ์
3. นำหลอดเซนตริฟิวจ์ไปปั่นเหวี่ยงที่ความเร็ว 2000 รอบต่อนาที นาน 4 นาที เทของเหลวส่วนบนทิ้ง
4. เติมสารละลายน้ำตาลทรายเข้มข้น 50 เปอร์เซ็นต์ ลงในหลอดเซนตริฟิวจ์ คนเบาๆให้เข้ากัน
5. นำไปปั่นเหวี่ยงที่ความเร็ว 2000 รอบต่อนาที นาน 1 นาที
6. เทส่วนของเหลวลงบนตะแกรงขนาด 45 ไมโครเมตร ล้างตะกอนด้วยน้ำประปาไหล เพื่อล้างสารละลายน้ำตาลทรายออกให้หมด
7. นำตะกอนที่ได้ไปตรวจหาสปอร์ โดยใช้กล้อง stereoscopic microscope

ภาคผนวก ง

Spore surface disinfestations method

(Linda, 1982)

1. นำสปอร์ล้างใน 2 เปอร์เซ็นต์ (W/V) Chloramin T ผสมกับ 0.05 เปอร์เซ็นต์ Tween 20 นาน 20 นาที แล้วล้างด้วยน้ำสะอาดปราศจากเชื้อ 3-4 ครั้ง
2. แช่สปอร์ที่ล้างสะอาดแล้วจากข้อ 1 ในสารละลายสเตรปโตมัยซิน ความเข้มข้น 200 ไมโครกรัมต่อมิลลิลิตร กับเจนตามัยซิน 100 ไมโครกรัมต่อมิลลิลิตร นาน 20 นาที หรือแช่ในสารละลายสเตรปโตมัยซิน ความเข้มข้น 200 ไมโครกรัมต่อมิลลิลิตร เพียงอย่างเดียว นาน 20 นาที
3. สปอร์ที่ฆ่าเชื้อแล้ว สามารถเก็บไว้ในสารละลายยาปฏิชีวนะได้นาน 2-3 สัปดาห์

ภาคผนวก จ

Clearing and staining method

(Kormaik และ McGraw, 1982 ดัดแปลงจาก Phillips และ Hayman, 1970)

1. ล้างตัวอย่างรากด้วยน้ำประปาให้สะอาด
2. ต้มรากในสารละลาย 10 เปอร์เซ็นต์ โปแตสเซียมไฮดรอกไซด์ (KOH) ที่อุณหภูมิ 90 องศาเซลเซียส นาน 15- 60 นาที (ขึ้นกับปริมาณของราก)
3. รินสารละลายโปแตสเซียมไฮดรอกไซด์ออก ล้างรากด้วยน้ำประปาเพื่อล้างสารละลายโปแตสเซียมไฮดรอกไซด์ออกให้หมด
4. ถ้ารากยังมีสีน้ำตาลอยู่ให้แช่ในสารละลาย 10 เปอร์เซ็นต์ ไฮโดรเจนเปอร์ออกไซด์ (H_2O_2) ที่อุณหภูมิห้อง นาน 10-20 นาที หลังจากนั้นล้างรากด้วยน้ำประปาเพื่อล้างสารละลายไฮโดรเจนเปอร์ออกไซด์ออกให้หมด
5. แช่รากในสารละลาย 1 เปอร์เซ็นต์ กรดไฮโดรคลอริก 3-4 นาที ล้างรากด้วยน้ำประปาเพื่อล้างสารละลาย
6. ไฮโดรเจนเปอร์ออกไซด์ออกให้หมด
7. ย้อมสีด้วย lactophenol trypan blue นาน 1-24 ชั่วโมง แล้วแช่ในสารละลาย 50 เปอร์เซ็นต์ กลีเซอรอล เพื่อล้างสีส่วนเกินออก

ภาคผนวก ฉ

การเตรียมตัวอย่างเพื่อศึกษาด้วยกล้องจุลทรรศน์อิเล็กตรอนแบบส่องกราด (Scanning Electron Microscope: SEM)

1. ทำความสะอาดตัวอย่าง อย่าให้มีฝุ่นหรือเศษดิน ตัวอย่างรากพืช ตัดตามขวางและตามยาวเป็นชิ้นเล็กๆ หนาไม่เกิน 2 มิลลิเมตร
2. primary fixation โดยแช่ตัวอย่างใน 2.5 เปอร์เซ็นต์ Glutaldehyde ค้างคืน ที่อุณหภูมิ 4 องศาเซลเซียส
3. ล้างตัวอย่างด้วย 0.1 M phosphate buffer pH 7.4 จำนวน 3-4 ครั้ง
4. secondary fixation แช่ตัวอย่างใน osmium tetraoxide ใน 0.1 M phosphate buffer pH 7.4 ที่อุณหภูมิ 20 องศาเซลเซียส เป็นเวลา 1-2 ชั่วโมง
5. Dehydration โดยนำมาแช่ในเอทิลแอลกอฮอล์ ความเข้มข้น 35, 50, 70, 90 และ 100 เปอร์เซ็นต์ ตามลำดับ ขั้นตอนละ 10-20 นาที
6. Drying โดยวิธี critical point drying (CPD) ด้วยเครื่อง critical dryer model SAMDRI-780
7. Mounting โดยการติดตัวอย่างลงบนแท่นทองเหลือง (stub) แล้วนำไปฉาบผิว (Coating) ด้วยทองภายใต้ภาวะสุญญากาศ ด้วยเครื่อง Ion sputter coater, model JSC-110
8. นำตัวอย่างไปศึกษาด้วยกล้องจุลทรรศน์อิเล็คตรอนแบบส่องกราด รุ่น JSM-T220A

ที่มา: ศูนย์เครื่องมือวิจัยวิทยาศาสตร์และเทคโนโลยี จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย

ภาคผนวก ช

Dichotomous key for families and genera in Glomales (Morton, 1990)

1. Spores produced on the apex of a sporiferous saccule of a fertile hypha; auxiliary cells formed; only arbuscules formed in mycorrhizal roots.....Gigasporaceae (2)

1'. Spores produced directly within a sporiferous saccule of a fertile hypha or formed laterally on or within the hyphal stalk of a sporiferous saccule; auxiliary cells not formed; arbuscules and vesicles formed in mycorrhizal roots.....(3)

2. Germ tubes produced directly through spore wall; inner flexible wall group absent; auxiliary cells finely papillate or echinulat.....*Gigaspora*

2'. Germ tubes from germination shield; inner flexible wall group always present; auxiliary cells knobby, broadly papillate, or smooth.....*Scuetllospora*

3. Spores directly produced within sporiferous saccule; spores attached with one or more subtending hyphae; spore wall continuous with subtending hypha.....Glomaceae(4)

3'. Spores directly produced within sporiferous saccule or produced from or within a hyphal stalk of a sporiferous saccule; spores without subtending hyphae; if attached, spore wall not continuous with subtending hyphae; spores always ornamented with scar(s).....Acaulosporacea(5)

4. Sporocarps enclosed by a peridium or naked, with a multihyphal stipe or monohyphal stalks; spores arranged side by side in a single layer, radiating out from a central plexus of hyphae; central plexus composed of a broad, stellate thick-walled cells or interwoven hyphae; sidebranches frequently produced from the base of spores, becoming spores or intersporal hyphae.....*Sclerocystis*

4'. Sporocarps not formed as above; spores produced singly or in loose or tight aggregates in soil, less common in roots.....*Glomus*

5. Spores produced directly within sporiferous saccule; without sbutending hyphae; if attached with an emptied hypha, spore wall not continuous with subtending hypha; spores with one or more cicatrices.....*Jimtrappea*

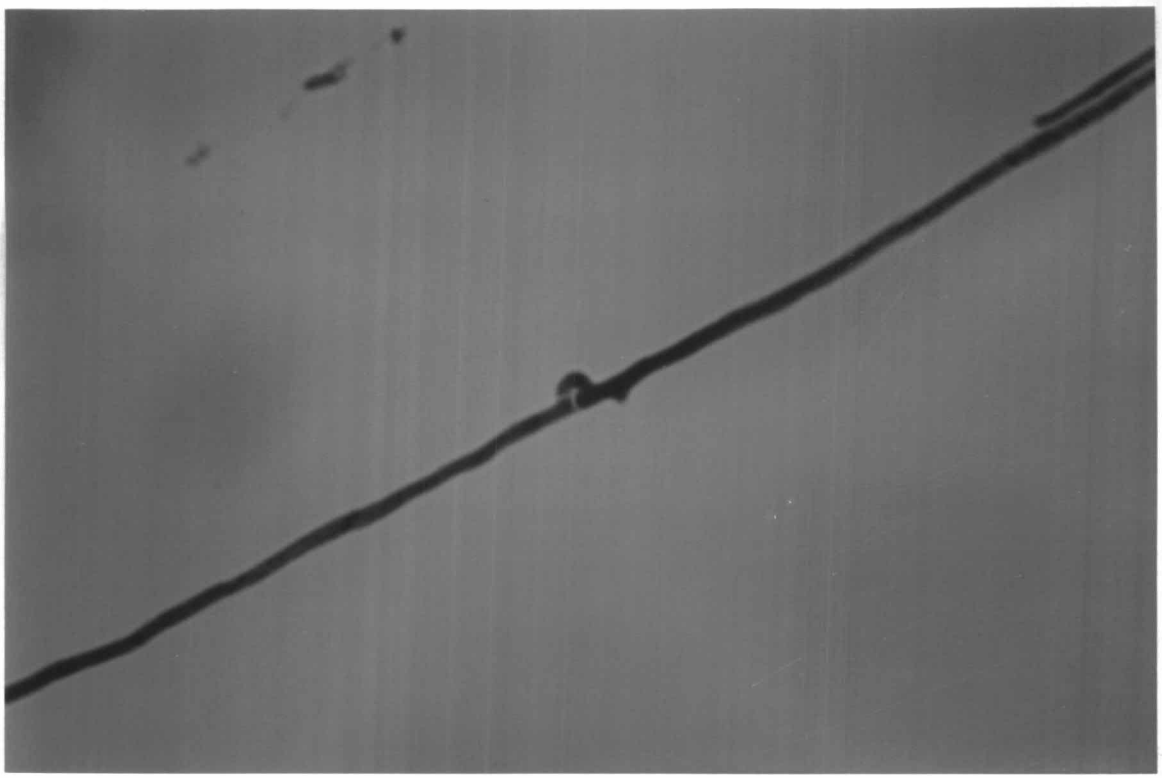
5'. Spores produced laterally on or directly within the hyphal stalk of a sporiferou saccule; spores normally with one or more scars.....(6)

ภาคผนวก ช (ต่อ)

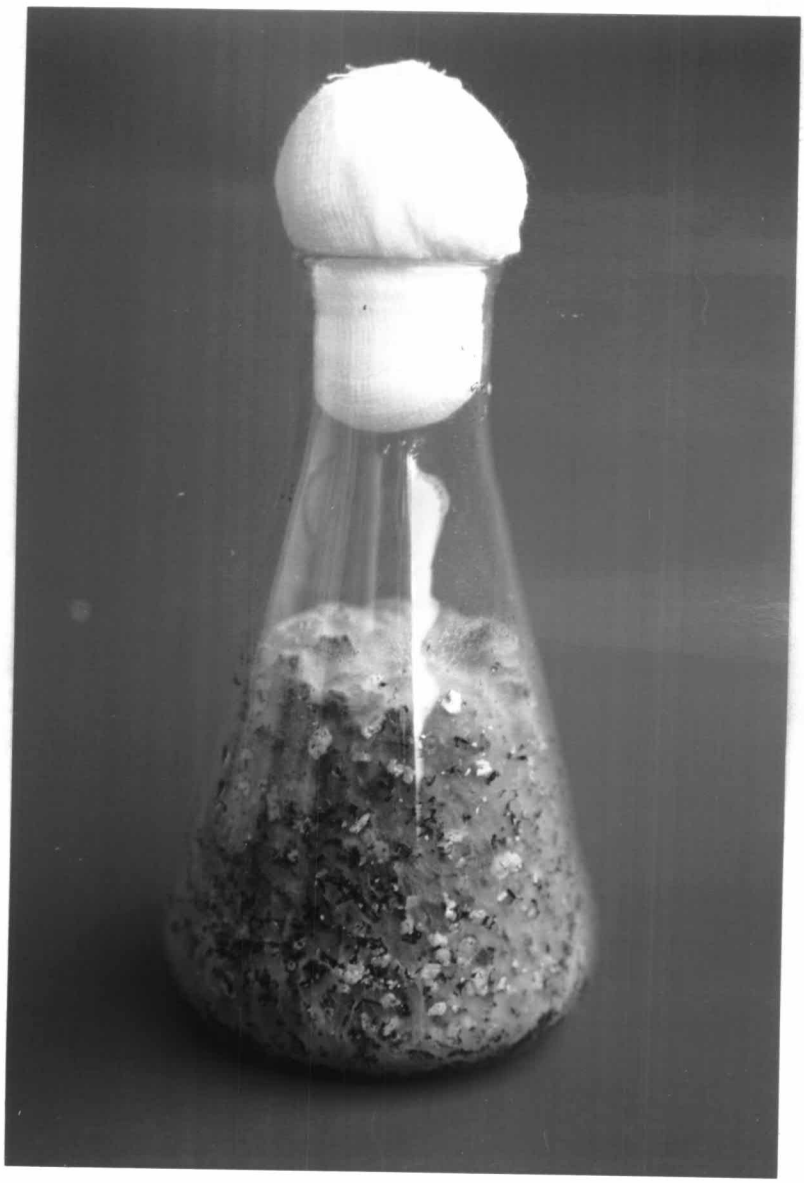
6. Spores produced laterally on a hyphal stalk of a sporiferous saccule; spores with one scar.....*Acaulospora*

6'. Spores produced within a hypha stalk of a sporiferous saccule; spores normally with two scars; spores connected with sporiferous saccule by an interconnecting hypha having a dumbbell-shaped configuration.....*Entrophospora*

ภาคผนวก ซ



ภาพภาคผนวกที่ 1 ลักษณะเส้นใยและ clamp connection (ลูกศรชี้) ของ *P. tinctorius* ที่ย้อมติดสี Lacctophrnol typan blue เมื่อศึกษาดูด้วยกล้องจุลทรรศน์



ภาพภาคผนวกที่ 2 ลักษณะของเส้นใยรา *P. tinctorius* ที่เจริญในวัสดุทำหัวเชื้อเวอร์มิคิวไลท์ และ peat moss บ่มที่อุณหภูมิห้อง เป็นเวลา 1 เดือน

ภาคผนวก ฌ
ผลการวิเคราะห์ค่าทางสถิติ

ผังการทดลองแบบ Randomized complete block design (RCBD)

วางแผนการทดลองแบบ Randomized complete block design (RCBD) มี 3 ซ้ำ 9 วิธีการ

กำหนดการทดลอง 3 บล็อก แต่ละบล็อก มี 9 ทรีตเมนต์ ทรีตเมนต์ที่ใช้ในการทดลองเป็นดังนี้

ทรีตเมนต์ A ใส่หัวเชื้อ ชุดควบคุม

ทรีตเมนต์ B *Gigaspora* sp. isolate No. 2

ทรีตเมนต์ C *Glomus* sp. isolate No. 11

ทรีตเมนต์ D *Pisolithus* isolate No. 4

ทรีตเมนต์ E *Pisolithus* isolate No. 23

ทรีตเมนต์ F *Pisolithus* isolate No. 4 ร่วมกับ *Gigaspora* sp. isolate No. 2

ทรีตเมนต์ G *Pisolithus* isolate No. 4 ร่วมกับ *Glomus* sp. isolate No. 11

ทรีตเมนต์ H *Pisolithus* isolate No. 23 ร่วมกับ *Gigaspora* sp. isolate No.2

ทรีตเมนต์ I *Pisolithus* isolate No.23 ร่วมกับ *Glomus* sp. isolate No.11

เมื่อสุ่มทรีตเมนต์ลงในบล็อก อาจได้ผังการทดลองดังนี้

บล็อกที่ 1	C	I	D	F	A	E	B	G	H
บล็อกที่ 2	I	A	C	E	B	H	F	D	G
บล็อกที่ 3	C	H	B	D	F	G	I	A	E

การวิเคราะห์ค่าทางสถิติ

1. ความสูงของกล้าไม้ยูคาลิปตัสอายุ 6 เดือน

	ซ้ำที่ 1	ซ้ำที่ 2	ซ้ำที่ 3	ค่าเฉลี่ย
Control	42.00	44.50	45.50	44.00
Gigaspora	53.00	51.00	49.50	51.17
Glomus	43.00	44.50	42.50	43.67
P.chaiyaphum	61.50	64.00	66.50	64.00
P.japan	52.00	54.00	55.50	53.83
P.chaiyaphum+Gi.	67.50	70.00	68.00	68.50
P.chaiyaphum+G.	63.00	61.50	65.00	63.17
P.japan+Gi.	54.00	56.50	57.50	56.00
P.japan+G.	53.00	50.50	54.00	52.50

ตารางภาคผนวกที่ 1 แสดงผลการวิเคราะห์ความแปรปรวน [ANOVA]

Source of variation	d.f.	SS.	MS.	F.value
Replication	2	12.500	6.25	2.29
Treatments	8	1830.333	228.79	83.83*
Error	16	43.667	2.73	
Total.SS	26	1886.500		

Grand mean 55.167

Coefficient of variation [C.V.%] 2.995

* = มีความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ที่ระดับความเชื่อมั่น 95 เปอร์เซ็นต์

2. ขนาดเส้นผ่านศูนย์กลางที่ระดับคอรากของกล้าไม้ยูคาลิปตัสอายุ 6 เดือน

	ซ้ำที่ 1	ซ้ำที่ 2	ซ้ำที่ 3	ค่าเฉลี่ย
Control	2.25	2.30	2.20	2.25
Gigaspora	2.80	3.00	3.30	3.03
Glomus	2.45	2.90	2.50	2.62
P.chaiyaphum	3.50	3.25	3.60	3.45
P.japan	2.80	2.70	2.55	2.68
P.chaiyaphum+Gi.	3.85	3.90	3.65	3.80
P.chaiyaphum+G.	3.40	3.25	3.15	3.27
P.japan+Gi.	3.10	2.60	2.75	2.82
P.japan+G.	2.40	2.80	2.95	2.72

ตารางภาคผนวกที่ 2 แสดงผลการวิเคราะห์ความแปรปรวน [ANOVA]

Source of variation	d.f.	SS.	MS.	F.value
Replication	2	0.001	0.00	0.01
Treatments	8	5.470	0.68	15.44*
Error	16	0.709	0.04	
Total.SS	26	6.180		

Grand mean	2.959
Coefficient of variation [C.V.%]	7.112

* = มีความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ที่ระดับความเชื่อมั่น 95 เปอร์เซ็นต์

3. มวลชีวภาพส่วนเหนือดิน (น้ำหนักแห้งของลำต้นและใบ)ของกล้าไม้ยูคาลิปตัสอายุ 6 เดือน

	ซ้ำที่ 1	ซ้ำที่ 2	ซ้ำที่ 3	ค่าเฉลี่ย
Control	2.87	2.97	2.81	2.88
Gigaspora	2.98	3.12	3.17	3.09
Glomus	2.93	3.14	3.06	3.04
P.chaiyaphum	4.65	4.41	4.61	4.56
P.japan	3.52	3.66	3.43	3.54
P.chaiyaphum+Gi.	4.87	4.93	4.69	4.83
P.chaiyaphum+G.	4.28	4.42	4.35	4.35
P.japan+Gi.	3.68	3.57	3.70	3.65
P.japan+G.	3.43	3.49	3.41	3.44

ตารางภาคผนวกที่ 3 แสดงผลการวิเคราะห์ความแปรปรวน [ANOVA]

Source of variation	d.f.	SS.	MS.	F.value
Replication	2	0.022	0.01	1.14
Treatments	8	12.015	1.50	155.93*
Error	16	0.154	0.01	
Total.SS	26	12.191		

Grand mean	3.708
Coefficient of variation [C.V.%]	2.647

* = มีความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ที่ระดับความเชื่อมั่น 95 เปอร์เซ็นต์

4. มวลชีวภาพส่วนใต้ดิน (น้ำหนักแห้งของราก)ของกล้าไม้ยูคาลิปตัสอายุ 6 เดือน

	ซ้ำที่ 1	ซ้ำที่ 2	ซ้ำที่ 3	ค่าเฉลี่ย
Control	0.68	0.57	0.64	0.63
Gigaspora	0.75	0.76	0.83	0.78
Glomus	0.64	0.60	0.74	0.66
P.chaiyaphum	0.98	1.07	1.10	1.05
P.japan	0.76	0.87	0.80	0.81
P.chaiyaphum+Gi.	1.20	1.10	1.12	1.14
P.chaiyaphum+G.	1.03	1.15	1.09	1.09
P.japan+Gi.	0.82	0.84	0.89	0.85
P.japan+G.	0.94	0.98	0.87	0.93

ตารางภาคผนวกที่ 4 แสดงผลการวิเคราะห์ความแปรปรวน [ANOVA]

Source of variation	d.f.	SS.	MS.	F.value
Replication	2	0.004	0.00	0.67
Treatments	8	0.809	0.10	31.34*
Error	16	0.052	0.00	
Total.SS	26	0.865		

Grand mean	0.882
Coefficient of variation [C.V.%]	6.440

* = มีความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ที่ระดับความเชื่อมั่น 95 เปอร์เซ็นต์

5. มวลชีวภาพรวมของกล้าไม้ยูคาลิปตัสอายุ 6 เดือน

	ซ้ำที่ 1	ซ้ำที่ 2	ซ้ำที่ 3	ค่าเฉลี่ย
Control	3.55	3.54	3.45	3.51
Gigaspora	3.73	3.88	4.00	3.87
Glomus	3.57	3.74	3.80	3.70
P.chaiyaphum	5.63	5.48	5.71	5.61
P.japan	4.28	4.34	4.43	4.35
P.chaiyaphum+Gi.	6.07	6.03	5.81	5.97
P.chaiyaphum+G.	5.31	5.57	5.44	5.44
P.japan+Gi.	4.50	4.41	4.59	4.50
P.japan+G.	4.31	4.49	4.28	4.36

ตารางภาคผนวกที่ 5 แสดงผลการวิเคราะห์ความแปรปรวน [ANOVA]

Source of variation	d.f.	SS.	MS.	F.value
Replication	2	0.035	0.02	1.29
Treatments	8	18.614	2.33	169.53*
Error	16	0.220	0.01	
Total.SS	26	18.869		

Grand mean	4.601
Coefficient of variation [C.V.%]	2.546

* = มีความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ที่ระดับความเชื่อมั่น 95 เปอร์เซ็นต์

6. เปอร์เซ็นต์การติดเชื้อในรากของกล้าไม้ยูคาลิปตัสอายุ 6 เดือน

	ซ้ำที่ 1	ซ้ำที่ 2	ซ้ำที่ 3	ค่าเฉลี่ย
Control	0	0	0	0
Gigaspora	75	69	78	74
Glomus	30	34	26	30
P.chaiyaphum	62	65	54	60.33
P.japan	40	33	32	35
P.chaiyaphum+Gi.	77	69	64	70
P.chaiyaphum+G.	56	49	52	52.33
P.japan+Gi.	63	68	59	63.33
P.japan+G.	41	47	39	42.33

ตารางภาคผนวกที่ 6 แสดงผลการวิเคราะห์ความแปรปรวน [ANOVA]

Source of variation	d.f.	SS.	MS.	F.value
Replication	2	96.296	48.15	2.89
Treatments	8	13178.074	#####	98.95*
Error	16	266.370	16.65	
Total.SS	26	13540.741		

Grand mean	47.481
Coefficient of variation [C.V.%]	8.593

* = มีความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ที่ระดับความเชื่อมั่น 95 เปอร์เซ็นต์

ตารางภาคผนวกที่ 7 การวิเคราะห์ความแปรปรวนผลของสายพันธุ์หัวเชื้อราไมคอร์ไรซาต่อการเจริญของกล้าไม้ยูคาลิปตัส ด้วยวิธี Duncan's Multiple Rangr Test (DMRT)

ANOVA

		Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
HIGH	Between Groups	1830.333	8	228.792	73.322	.000
	Within Groups	56.167	18	3.120		
	Total	1886.500	26			
DIAMETER	Between Groups	5.470	8	.684	17.335	.000
	Within Groups	.710	18	.039		
	Total	6.180	26			
SHOOT	Between Groups	11.993	8	1.499	159.550	.000
	Within Groups	.169	18	.009		
	Total	12.163	26			
ROOT	Between Groups	.805	8	.101	32.311	.000
	Within Groups	.056	18	.003		
	Total	.861	26			
DW	Between Groups	18.729	8	2.341	187.454	.000
	Within Groups	.225	18	.012		
	Total	18.953	26			
INFECT	Between Groups	13178.07	8	1647.259	81.757	.000
	Within Groups	362.667	18	20.148		
	Total	13540.74	26			

Post Hoc Tests
Homogeneous Subsets

HIGH

Duncan[a]

		Subset for alpha = .05				
ISOLATE	N	1	2	3	4	5
G11	3	43.3333				
C	3	44.0000				
Gi2	3		51.1667			
P23+G11	3		52.5000			
P23	3		53.8333	53.8333		
P23+Gi2	3			56.0000		
P4+G11	3				63.1667	
P4	3				64.0000	
P4+Gi2	3					68.5000
Sig.		.649	.096	.150	.571	1.000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 3.000.

DIAMETER

Duncan[a]

ISOLATE	N	Subset for alpha = .05					
		1	2	3	4	5	6
C	3	2.2500					
G11	3		2.6167				
P23	3		2.6833	2.6833			
P23+G11	3		2.7167	2.7167			
P23+Gi2	3		2.8167	2.8167			
Gi2	3			3.0333	3.0333		
P4+G11	3				3.2667	3.2667	
P4	3					3.4500	
P4+Gi2	3						3.8000
Sig.		1.000	.272	.061	.167	.273	1.000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 3.000.

SHOOT

Duncan[a]

ISOLATE	N	Subset for alpha = .05						
		1	2	3	4	5	6	7
C	3	2.8833						
G11	3	3.0433	3.0433					
Gi2	3		3.0900					
P23+G11	3			3.4433				
P23	3			3.5367	3.5367			
P23+Gi2	3				3.6500			
P4+G11	3					4.3500		
P4	3						4.5567	
P4+Gi2	3							4.8300
Sig.		.058	.563	.254	.169	1.000	1.000	1.000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 3.000.

ROOT

Duncan[a]

ISOLATE	N	Subset for alpha = .05			
		1	2	3	4
C	3	.6300			
G11	3	.6600			
Gi2	3		.7800		
P23	3		.8100		
P23+Gi2	3		.8500	.8500	
P23+G11	3			.9300	
P4	3				1.0500
P4+G11	3				1.0867
P4+Gi2	3				1.1400
Sig.		.519	.162	.096	.077

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 3.000.

DW

Duncan[a]

ISOLATE	N	Subset for alpha = .05				
		1	2	3	4	5
C	3	3.5133				
G11	3	3.7033	3.7033			
Gi2	3		3.8700			
P23	3			4.3500		
P23+G11	3			4.3600		
P23+Gi2	3			4.5000		
P4+G11	3				5.4400	
P4	3				5.6067	
P4+Gi2	3					5.9700
Sig.		.052	.084	.136	.084	1.000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 3.000.

INFECT

Duncan[a]

ISOLATE	N	Subset for alpha = .05						
		1	2	3	4	5	6	7
C	3	.0000						
G11	3		30.0000					
P23	3		35.0000	35.0000				
P23+G11	3			42.3333				
P4+G11	3				52.3333			
P4	3					60.3333		
P23+Gi2	3					63.3333	63.3333	
P4+Gi2	3						70.0000	70.0000
Gi2	3							74.0000
Sig.		1.000	.189	.061	1.000	.424	.086	.289

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 3.000.

ประวัติผู้เขียนวิทยานิพนธ์

นางสาวสุนัดดา โยมญาติ เกิดวันที่ 3 พฤศจิกายน พ.ศ. 2520 ที่จังหวัดจันทบุรี สำเร็จการศึกษาระดับมัธยมศึกษาจากโรงเรียนบดินทรเดชา (สิงห์ สิงหเสนีย์) สำเร็จการศึกษาวิทยาศาสตรบัณฑิต ภาควิชาจุลชีววิทยา คณะวิทยาศาสตร์ จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย เมื่อปีการศึกษา 2542 และเข้าศึกษาต่อในหลักสูตรวิทยาศาสตรมหาบัณฑิตที่ ภาควิชาจุลชีววิทยา คณะวิทยาศาสตร์ จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย เมื่อปีการศึกษา 2542