

ESTIMULACION DE CRECIMIENTO DE *Pinus radiata* Don (1896) POR EFECTO DE LA
COMBINACION DE COMPOST CON EL HONGO *Trichoderma harzianum* Rifai (1969)
CEPA QUEULE.

GROWTH ESTIMULATION IN *Pinus radita* BY COMPOST AND *Trichoderma harzianum*
STRAIN Queule .

Donoso Eduardo, Labra Marcela, Lobos Gustavo

RESUMEN

El objetivo del presente estudio fue determinar si la respuesta de plántulas de *Pinus radiata*, a la utilización de compost como sustrato y la aplicación conjunta de una cepa nativa de *Trichoderma harzianum*. El análisis estadístico, arrojó que solo el peso seco de raíces, no mostró diferencias significativas para ninguno de los factores (*Trichoderma* y Compost), mientras que el peso fresco de raíces fue significativo solo para el factor *Trichoderma*, el resto de los parámetros mostró diferencias significativas para el factor compost (Altura, Peso aéreo, y peso total, tanto seco como fresco) y la interacción de *Trichoderma* y Compost, lo que se tradujo en un 80% de aumento en el peso seco aéreo. *Trichoderma* estaría modulando la respuesta de *Pinus*, a la presencia de Compost, esto podría estar dado por un mayor desarrollo radicular. Así esta interacción de estimulación de crecimiento de la planta, podría deberse a un triángulo de componentes conformado por la presencia de la planta, la presencia de *Trichoderma* y un ambiente conducente a la expresión de la interacción

INTRODUCCIÓN.

Las interacciones entre plantas y organismos del suelo, ha sido desde bastante reconocidas por su importancia en la nutrición mineral y el reciclaje de nutrientes (Bever, 1994), así se ha postulado que cerca del 90% de las especies de plantas vasculares establecen relaciones mutualistas con microorganismos (Mousain et al., 1997). Un ejemplo clásico de ello, es el que se establece entre plantas y hongos del suelo, siendo esta interacción de tipo facultativa y de tipo trófico, centrándose fundamentalmente en la obtención de nutrientes minerales (Bever, 1994). Sin embargo se ha visto que no sólo las micorrizas generan procesos de estimulación de crecimiento en plantas, entre los que destaca *Trichoderma harzianum* (Deuteromycetes), bien conocido por sus características como controlador biológico, de fitopatógenos de suelo (Elad et al, 1980, 1987; Harman et al, 1981; et al., 1997; Harman & Kubicek 1998) el cual es un habitante del suelo, con una distribución cosmopolita, saprófito y normalmente asociados a la rizósfera (Cook & Baker, 1989). En varios estudios de control de patógenos, se observó que *Trichoderma* no solo disminuía la severidad de las enfermedades, sino que también estimulaba el crecimiento de las plantas (Chang et al., 1986; Harman & Kubicek, 1998; Inbar et al., 1994; Ousley et al., 1994). En estudios recientes, se ha demostrado un efecto de resistencia inducida, cuando *Trichoderma* coloniza las raíces en sus estados iniciales de desarrollo (De Meyer et al., 1998; Howell et al., 2000; Yedidia et al., 1999). Estos mecanismos de defensas de las plantas, producto de las aplicaciones de *Trichoderma* junto con los mecanismos de control, puede en alguna medida explicar la estimulación de crecimiento (Bailey & Lumsden, 1998; Kleifeld & Chet, 1992). Pese a lo anterior, también se ha observado este efecto en cultivos bajo condiciones controladas, donde se han generado ambientes libres de patógenos (Kleifeld & Chet, 1992; Windham et al., 1986).

Los efectos benéficos generados por *Trichoderma* se expresan en aumento de exploración de raíces, de biomasa de raíces (Björkman, 1998; Blanchard 1996), largo de brote y área foliar (Altomare, 1999; Blanchard & Bjorkman, 1996), incremento en producción de frutos y tolerancia al estrés hídrico (Rabeendran et al., 2000). Pero los resultados no siempre han sido consistentes y han dependido de la presencia de algún factor estresante, para que se expresara la estimulación de crecimiento de *Trichoderma* sobre la planta (Rabeendran, 2000)

La investigación sobre este efecto de *Trichoderma* se ha realizado en plantas cultivadas como tomate (*Lycopersicum esculentum*) (Windham et al., 1986), tabaco (*Nicotiana tabacum*), zapallo (*Cucurbita maxima*), petunia (*Petunia hybrida*) (Kleifeld & Chet, 1992), trigo (*Triticum aestivum*) (Duffy & Sivan., 1996), maíz (*Zea mais*) (Blanchard & Björkman; 1996; Björkman et al.1998; Altomare, 1999), pimentón (*Capsicum annuum*) (Bjorkman, 1998), porotos (*Phaseolus vulgaris*) (Altomare, 1999), papas (*Tuberum suberosum*) (Altomare, 1999), lechuga (*Lactuca sativa*) y repollo (*Brassica oleracea*) (Rabeendran et al, 2000).

Por otra parte se ha postulado que plantas que crecen en ambientes pobres en nutrientes tienen una baja respuesta a la estimulación por parte de hongos micorrizicos (Allsopp & Stock, 1993), lo mismo se ha observado cuando plantas adaptadas a ambientes de bajos niveles de nutrientes son sometidas a suelos con mayores contenidos de estos (Chapin, 1988). Dado que se ha reportado que *Trichoderma* presenta genera mayores respuestas en plantas sometidas a estrés (Rabeendran et al., 2000) Se hace interesante el estudio de la interacción entre *Trichoderma*, asociado a suelos con altos contenidos de materia orgánica (Cook & Baker, 1989, Eastburn & Butler, 1988), ya que esta interacción planta hongo modularía la respuesta de la planta a una mayor disponibilidad de nutrientes.

Es por esto que los objetivos del presente estudio en determinar la respuesta de plántulas de *Pinus radiata*, el que tiende a colonizar suelos pobres (Richardson & Bond, 1991), a la utilización de

compost como sustrato y la aplicación conjunta de una cepa nativa de *Trichoderma harzianum*, determinando además, la interacción entre una planta propia de suelos pobres y un hongo proveniente de un suelo rico en nutrientes y materia orgánica, dado que la cepa proviene de un bosque nativo de Queules.

METODOLOGIA

Para la realización de este ensayo se utilizaron estacas de pino, las que fueron cultivadas en tubetes de 145 ml. los cuales se mantenían bajo invernadero, con riego por aspersión y fertirrigación, utilizando las dosis y concentraciones estándares para cultivos de vivero. El sustrato base estaba compuesto por una combinación de turba y perlita.

El hongo utilizado corresponde a *Trichoderma harzianum* cepa Queule, *T. virens* cepa Sherwood y *T. parceanamosum* cepa Trailes, parte del cepario de la Universidad de Talca, el que es comercializado bajo el nombre de Trichonativa® (Bio Insumos Nativa Ltda.) esta cepa proviene de la reserva Los Queules, ubicada en la localidad de Tregualemu VII Región del Maule (elevación 503 m.s.n.m. Long. 35° 59', 10.5'' S, Lat. 72°, 41', 35.8'' W).

Se realizó un diseño completamente al azar, con arreglo factorial 2x2 donde los factores son presencia y ausencia de *Trichoderma* y presencia y ausencia de compost, así los tratamientos quedan en la siguiente forma:

T0: Control, consistente en la utilización del sustrato estándar.

T1: Aplicación de *Trichoderma* en forma mensual, a plantas cultivadas en el sustrato normalmente usado, a una dosis de 2 ml. de una suspensión de conidias a una concentración de 10^9 conidias/ ml. por cada litro de agua de riego.

T2: Consistente en la utilización de compost en reemplazo de la turba del sustrato estándar.

T3: Combinación de los dos tratamientos anteriores (Compost + *Trichoderma*).

Cada tratamiento fue replicado 20 veces.

La evaluación se realizó 11 meses después de la instalación de las plantas, midiéndose de área radicular, altura (desde el cuello de la planta al ápice de esta), peso total, peso aéreo, peso de raíces fresco y seco para cada parámetro. El área radicular, fue medida, lavando la raíz, la cual era

posteriormente puesta sobre un papel milimetrado, en el cual se calculaba el área máxima que era capaz de cubrir.

Al inicio del cultivo se tomaron muestras de suelo, las que fueron cultivadas en agar papa dextrosa y puestas a incubación por 15 días, para detectar la presencia de patógenos, que podrían afectar el ensayo. Esto pese a que los sustratos fueron sometidos a esterilización por aplicación de vapor de agua a 100° C por 30 minutos.

con el fin de determinar la presencia y abundancia de *Trichoderma* después de la primera aplicación del hongo y al finalizar el estudio, se tomaron 5 g. del suelo adherido a las raíces, los que fueron puestos en 100 ml de agua destilada estéril y mantenidos en agitaron por 30 minutos a 250 r.p.m., de esta solución, se extrajo 1 ml el que fue sembrado en el medio TSM modificad), consistente en (g/l), Ca (NO₃)₂ – 1.0, KNO₃ – 0.26 MgSO₄ x 7H₂O – 0.26, KH₂PO₄ – 0.12, CaCl₂ x 2 H₂O - 1.0, ácido cítrico – 2.0 agar – 20, Tween 20 – 50 µl , tetraciclina – 0.05 Flint[®] (50% WG) - 0.04, Previcur[®] (N) 0.025 ml

Las placas se pusieron en incubación a 20° por 10 días, luego de lo cual se hizo recuento de las colonias observadas.

Los datos obtenidos fueron sometidos a un análisis de varianza y posteriormente al test de separación de medias de Tukey HSD ($P < 0.05$)

RESULTADOS

El análisis estadístico, arrojó que solo el peso seco de raíces, no mostró diferencias significativas para ninguno de los factores (*Trichoderma* y Compost), mientras que el peso fresco de raíces fue significativo solo para el factor *Trichoderma* (Figura 1).

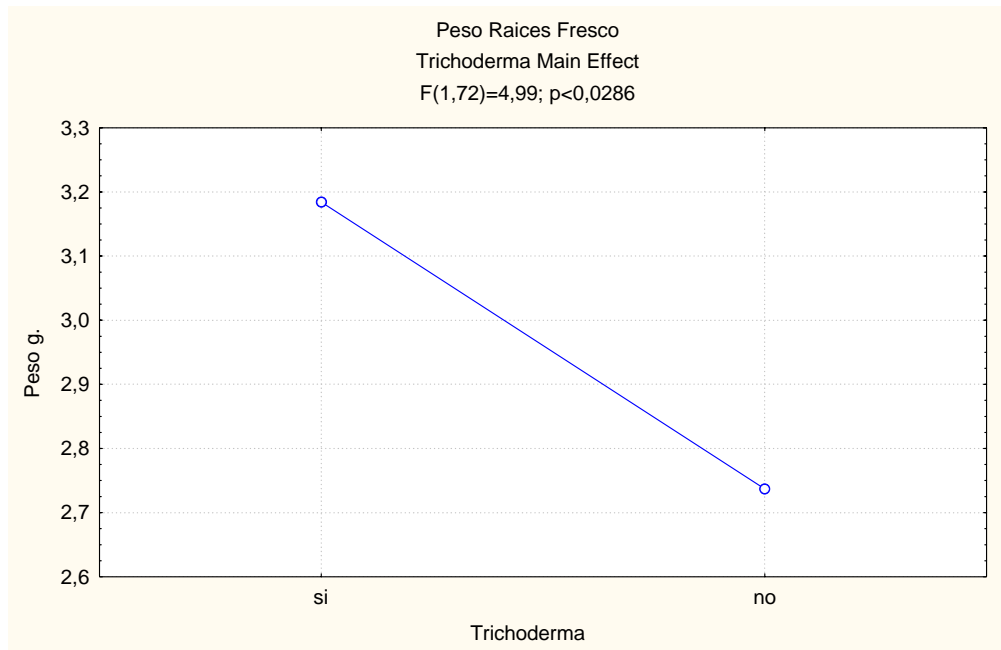


Figura 1. Efecto del factor presencia de hongo, en el peso fresco de raíces, en plantas de *P. radita*

El resto de los parámetros mostraron diferencias significativas para el factor compost (Altura, Peso aéreo, y peso total, tanto seco como fresco) y la interacción de *Trichoderma* y Compost, por su parte el área de raíces también mostró diferencias significativas para la interacción, pero a diferencia de los anteriores no mostró significancia para el factor compost, pero sí para la presencia del hongo (Cuadro 1)

Cuadro 1. Significancia de los factores Compost y *Trichoderma*, sobre los parámetros de vigor analizados.

Parámetro	Factor Compost	Factor <i>Trichoderma</i>	Compost x <i>Trichoderma</i>
Área de raíces	0.3285	0.0171 *	0.0350 *
Altura	0.003 **	0.1476	< 0.0001 **
Peso Fresco Total	0.009 **	0.1076	0.0176 *
Peso Seco Total	0.0001 **	0.2336	0.0013 **
Peso Fresco Aéreo	0.0002 **	0.1914	0.0085 **
Peso Seco Aéreo	0.0001 **	0.2494	0.0013 **
Peso Fresco Raíces	0.6945	0.0286 *	0.6945
Peso Seco Raíces	0.3207	0.3207	0.3207

En el cuadro 2 se muestran los valores absolutos de cada uno de los parámetros evaluados y en el cuadro 3 se aprecian los incrementos porcentuales de estos con respecto al testigo, siendo el tratamiento T3 (*Trichoderma* + Compost) el único que mostró diferencias significativas con el testigo, siendo en peso seco aéreo (Figura 2) y peso seco total (Figura3), donde se apreciaron los mayores incrementos, 80 y 64.1% respectivamente.

Figura 2. Interacción entre Compost y Trichoderma sobre la variable Peso Aéreo Seco.

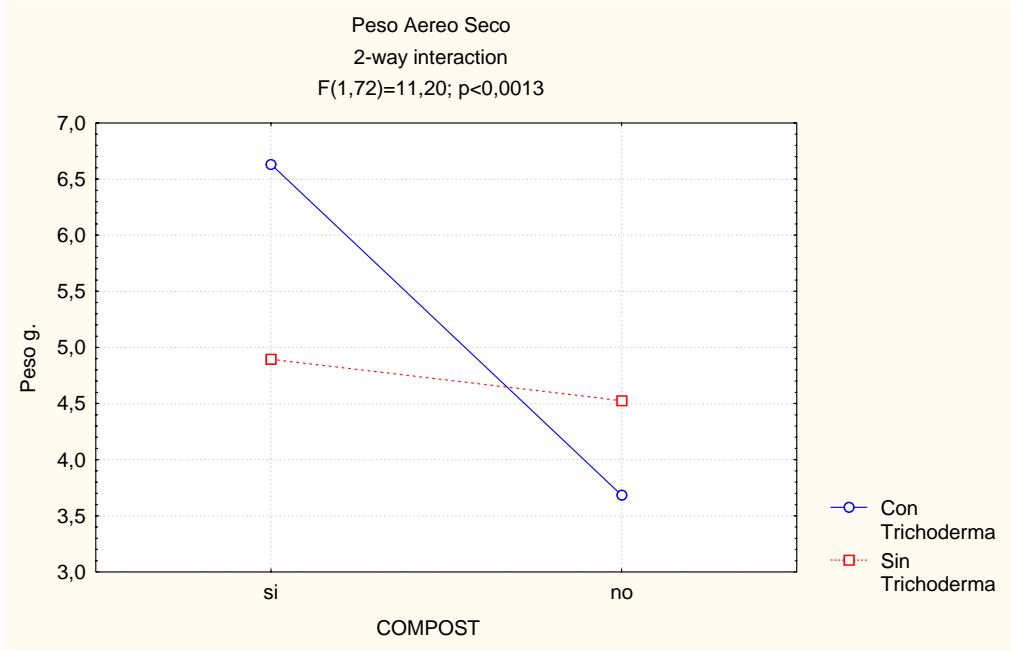
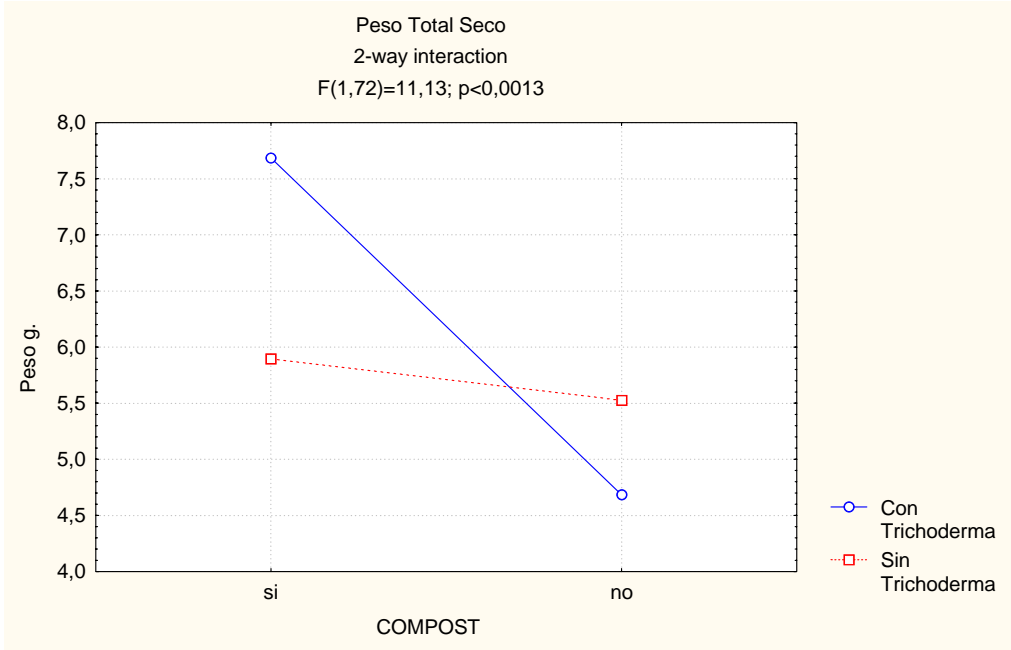


Figura 3. Interacción entre Compost y Trichoderma sobre la variable Peso Total Seco.



Cuadro 2 Efecto de los distintos tratamientos sobre el vigor de plantas de *P. radiata*.

Table 1

	Área raíces	Altura	Peso Seco Total
	(cm ²)	(cm.)	(g.)
T 0	81.13 b ^y	22.57 b	4.68 b
T 1	87.71 ab	25.15 b	5.52 b
T 2	86.39 ab	24.42 b	5.89 b
T 3	101.78 a	29.31 a	7.68 a
	*	**	**

^y Tratamientos seguidos por la misma letra dentro de cada columna no presentan diferencias significativas, de acuerdo al test de separación de medias de Tukey HSD ($P < 0.05$)

Cuadro 3. Aumento porcentual respecto al testigo, de los distintos tratamientos, sobre el vigor de *P. radiata*.

Tratamientos	Área raíces	Altura	Peso Seco Total
	%	%	%
T 0	0.00%	0.00%	0.00%
T 1	8.11%	11.43%	17.95%
T 2	6.48%	8.20%	25.85%
T 3	25.45%	29.86%	64.10%

Además de los parámetros cuantificables, se apreció visualmente una mayor homogeneidad, en cuanto a tamaño y vigor de plantas y un mayor volumen de raíces, en el tratamiento T3, respecto al resto de los tratamientos (Figura 4)

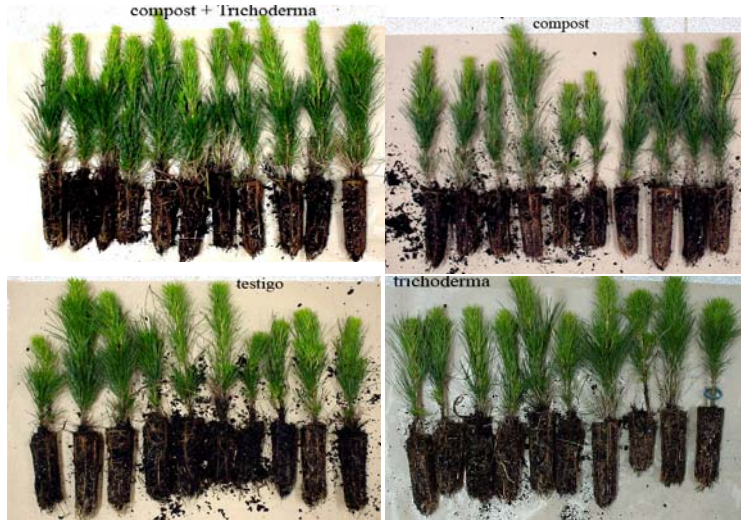


Figura 4. Apariencia de plantas de *Pinus radiata* con aplicaciones de compost, *Trichoderma harzianum* y la mezcla de estas.

Los análisis de suelo, indicaron la ausencia de patógenos en todos los tratamientos, por lo que se puede descartar un efecto asociado a patologías.

En cuanto a las poblaciones de *Trichoderma* se apreciaron diferencias significativas entre los tratamientos, siendo el tratamiento T 3, el que logró las mayores poblaciones, tanto al inicio como al final del ensayo (Cuadro 4), el tratamiento T 1 se diferenció del T 0 (Testigo) y del T2 (solo compost), al inicio del ensayo, pero al finalizar solo se mantuvieron las diferencias con respecto al testigo. Es interesante notar que el tratamiento con mayor población de *Trichoderma*, coincidió con el de mayor área de raíces (Figura 5)

Cuadro 4. Poblaciones de *Trichoderma* al inicio y finalización de una cultivo de *Pinus radiata*, con aplicaciones de *Trichoderma harzianum* cepa Queule y compost.

Tratamiento	Inicio del cultivo	Final del Cultivo
-------------	--------------------	-------------------

	u.f.c./g.	u.f.c./g.
Testigo	0 c	35 c
Compost	12 c	1.050 bc
<i>Trichoderma</i>	5.800 b	4.200 b
Compost + <i>Trichoderma</i>	120.045 a	192.893 a

Tratamiento	Tasa de crecimiento poblacional
<i>Trichoderma</i>	-0.32 b
Compost + <i>Trichoderma</i>	0.47 a

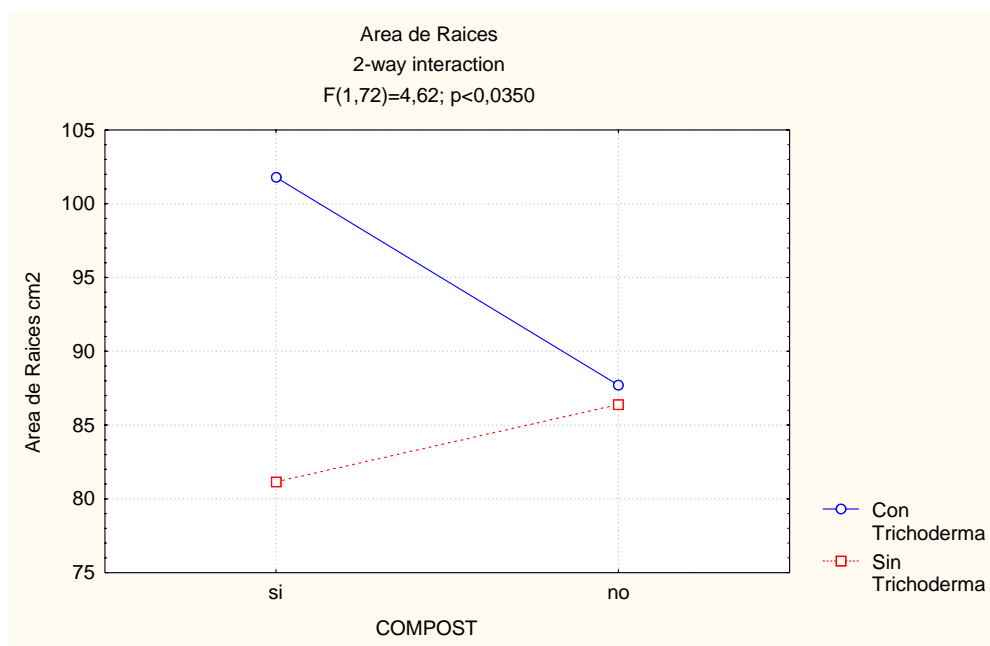


Figura 5. Efecto de la interacción de Compost y *Trichoderma* sobre el área de raíces de *Pinus radita*.

ANÁLISIS DE RESULTADOS

Los resultados obtenidos en esta investigación, muestran un efecto de estimulación, pero esta estaba influenciada por la presencia de compost, siendo el tratamiento T3 (*Trichoderma* + Compost) el único con diferencias significativas respecto al testigo, así como del resto de los tratamientos. El hecho de que el peso seco de raíces no mostrara respuesta a ninguno de los dos factores (*Trichoderma* y compost) podría deberse a que las plantas, fueron cultivadas en contenedores, donde existía un volumen limitado donde podían crecer las raíces, por lo que después de 11 meses, todos los tratamientos lograron un crecimiento similar. Pero dado que no basta la presencia de *Trichoderma* o de Compost para lograr este efecto, las explicaciones podrían abordarse desde las perspectivas de los componentes de la interacción hongo-planta, las que pueden ser complementarias. Desde la perspectiva del hongo, se aprecia que por sí solo es capaz de generar un aumento del peso fresco de raíces (Figura 1), pero que no es capaz individualmente de generar un aumento de vigor general en la planta (Cuadro 1 y 2), esto podría ocasionarse por la necesidad de una población mínima de *Trichoderma* en el suelo, que le permita generar un efecto sobre el vigor de la planta, así al utilizar compost como sustrato, se estaría mejorando el ambiente para el desarrollo del hongo, el que está normalmente asociado a la abundancia de carbono orgánico (Eastburn & Butler, 1988), en los estudios de Valenzuela et al (2001), quienes estudiaron la variación temporal de las poblaciones de microhongos que colonizan la hojarasca de *Nothofagus pumilio*, observando la ausencia de *Trichoderma* en los estados pioneros de la sucesión y las mayores abundancias en los estados avanzados de esta, donde hay una mayor degradación de los tejidos vegetales, lo que se asemeja a lo presentes en los compost. Esto estaría respaldado por las mayores poblaciones de *Trichoderma* presente en el

tratamiento T3 y en el aumento de las poblaciones de *Trichoderma* en el tratamiento T2 (compost), coincidiendo nuevamente con los datos de Valenzuela et. al (2001), donde las mayores poblaciones de este hongo se encontraron después de 1 año de incubación.

Pinus radita no respondió a las aplicaciones de compost (Cuadro 2 y 3), como esta planta es propia de suelos pobres (Richardson & Bond, 1991), estaría respaldando lo planteado por Chapin (1988), que indica que las planta adaptadas a estos tipos de suelo, tienen una baja respuesta a un aumento en la disponibilidad de nutrientes, en este caso *Trichoderma* estaría modulando la respuesta de *Pinus*, a la presencia de Compost, esto podría estar dado por una mayor desarrollo radicular lo que ha sido reportado por varios autores (Widham et al. 1986; Blanchard & Björkman 1996), el análisis factorial, indica que el área de raíces fue significativo para *Trichoderma* y la interacción de este y Compost, mientras que peso fresco de raíces solo lo fue para *Trichoderma*, a diferencia del resto de los parámetros que fueron afectados por la presencia de compost y la interacción de esta, lo que nos podría indicar que *Trichoderma* efectivamente genera un mayor desarrollo radicular, lo que se ve en el área radicular (cuadro 2), al contrastar esto con el peso seco de raíces, donde no hay diferencias significativas, estaría indicando una mayor proporción de raíces secundarias, con mayor capacidad de absorción, lo que coincide por lo planteado por Blanchard & Björkman (1996) que plantean que el hongo, es capaz de inhibir la dominancia apical en las raíces, aumentando la proporción de raíces secundarias. Lo que solo ocurriría en presencia de compost, que generaría una mayor población del hongo.

Al observar los parámetros de vigor de peso aéreo y total fresco y seco, vemos que el efecto de aumento de vigor de la planta siendo la mayor respuesta en cuanto a peso seco aéreo, donde el tratamiento con *Trichoderma* mas compost logro un 80% (Figura 2, cuadro 3) mayor de peso

respecto al testigo, esto podría asociarse al mayor área de exploración de raíces, el que fue un 25% mayor que el testigo, lo que nos podría indicar una mayor capacidad de absorción de nutrientes

A estas dos visiones puede podemos sumar una tercera, que se basa en que el compost presente nutrientes importantes para la planta, pero que estos no estén disponibles para la planta, su, siendo el hongo quien los modifique a una forma de mejor absorción por parte de *Pinus*, esto se ve respaldado por la capacidad de *Trichoderma* de liberar de ácidos orgánicos que secuestren cationes y acidifiquen el micro-ambiente alrededor de las raíces, lo que es un mecanismo de solubilización de P, Mn, Fe, y Zn, realizado también por plantas y hongos micorrizicos no versículo arbosculares (VAM) (Altomare, 1999, Sivan ,1991). Un amplio rango de mecanismo y entidades químicas están involucradas en esta solubilización , por ejemplo el *Trichoderma* es capaz de producir sideroforos los que quelatizan Fe, Fe₃₊ y Cu₂₊ (Altomare, 1999)

Pese a las evidencias, aun no se ha podido establecer los mecanismos de estimulación (Altomare, 1999; Blanchard & Björkman 1996, Bailey & Lumsden, 1998), por lo que no se puede excluir ninguna de las posibilidades o mezcla de estas.

Desde el punto de vista de interacciones biológicas, podemos decir que *Trichoderma harzianum* y *Pinus radita* son capaces de establecer una interacción biológica, pero solo podemos afirmar que esta es positiva para *Pinus*, pero que esta no esta dada solo por la presencia de los dos organismos, sino que además esta modulada por factores ambientales, así Ousley et al. (1993), plantea la necesidad de establecer los factores ambientales, que favorecen esta interacción, el que es este estudio fue la presencia de compost. En los ensayos de Rabeendran et al. (2000), postula que cuando las plantas son cultivadas en condiciones optimas, no se genera la estimulación de crecimiento, si lográndose esta en condiciones de cultivo sub-optimas.

Así esta interacción de estimulación de crecimiento de la planta, podría deberse a un triángulo de componentes conformado por la presencia de la planta, la presencia de *Trichoderma* y un ambiente conducente a la expresión de la interacción, similar al modelo de triángulo de la enfermedad, utilizado en fitopatología, donde los componentes son el hospedero en un estado susceptible, el patógeno en un estado y abundancia virulento y condiciones ambientales predisponentes para el desarrollo de la enfermedad. (Agrios, 1996).

La pregunta que surge de este estudio, es que se ve beneficiado *Trichoderma* de su relación con Pinus u otra planta, por lo que sería relevante estudiar la dinámica poblacional del hongo en presencia y ausencia de la plantas de pino como del compost.

BIBLIOGRAFIA

AGRIOS G (ed) (1991) Fitopatología Editorial Limusa, México 741 pp.

ALLSOP N & STOCK W (1993) micorrizas and seedling growth of show-growing sclerophylls from nutrient-poor environments. Acta OEcologica 14 (5): 577-587.

ALTOMARE C, NORVELL W A, BJÖRKMAN T & HARMAN G E (1999) Solubilization of phosphates and micronutrients by the plant-growth promoting and biocontrol fungus *Trichoderma harzianum* Rifai strain 1295-22. Applied and Environmental Microbiology 65: 2926-2933.

BAILEY B & LUMSDEN (1998) Direct effect of *Trichoderma* and *Gliocladium* on plant growth and resistance to pathogens in HARMAN G & KUBICEK C (eds.) (1998) *Trichoderma* and *Gliocladium*. Vol .2. Enzymes, biological control and commercial applications: 185- 204. Taylor and Francis, London, England: 278 pp

BAKER R (1988) *Trichoderma* spp. as plant stimulants. *CRC Crit. Rev. Biotechnol.* 7: 97-106.

BEVER J (1994) *Feedback* between plants and their soil communities in an old field community. *Ecology* 75 : 1965-1977

BLANCHARD & BJÖRKMAN (1996) The role of auxin in enhanced root growth of *Trichoderma*-colonized sweet corn
<http://www.nysaes.cornell.edu/hort/faculty/bjorkman/other/abstracts/ASPP96.html>

BJÖRKMAN T, BLANCHARD L & HARMAN G (1998) Growth enhancement of shrunken-2(sh2) sweet corn by *Trichoderma harzianum* 1295-22: Effect of environmental stress. Journal of the American Society for Horticultural Science 123: 35-40

CHANG Y-C, BAKER R, KLEIFELD O & CHET I (1986) Increased growth of plants in the presence of the biological control agent *Trichoderma harzianum*. Plant Disease 70: 145–148.

CHAPIN F (1988) Ecological aspects of plant mineral nutrition. Advances in Mineral Nutrition 3: 161-191.

COOK J & BAKER K (1989) The Nature and practice of biological control of plant pathogens II Edition. The American Phytopathological Society USA. 539 pp.

DE MEYER G, BIGIRIMANA J, ELAD Y AND HÖFTE M (1998) Induced systemic resistance in *Trichoderma harzianum* T39 biocontrol of *Botrytis cinerea*. Eur. J. Plant Pathology. 104: 279–286.

DUFFY B & SIMON A (1996) Combination of *Trichoderma koningii* with fluorescent *Pseudomonas* for control of take-all on wheat. Phytopathology 86: 188-194.

EASTBURN D & BUTLER E (1988) Microhabitat characterization of *Trichoderma* in natural soil: evaluation of factors affecting population density. Soil Biology Biochemistry 20: 541-546

ELAD Y, CHET I & KATAN J (1980) *Trichoderma harzianum*: A biocontrol agent effective against *Sclerotium rolfsii* and *Rhizoctonia solani*. Phytopathology 7:119-121.

ELAD Y, SADOWSKY Z, & CHET I (1987) Scanning electron microscopical observations of early stages of interaction of *Trichoderma harzianum* and *Rhizoctonia solani*. Trans Br. mycology. Society. 88:259-263.

HARMAN G, CHET I, & BAKER R (1981) Factors affecting *Trichoderma hamatum* applied to seeds as a biocontrol agent. Phytopathology 71:569-572.

HARMAN G & KUBICEK C (eds.) (1998) *Trichoderma* and *Gliocladium*. Vol .2. Enzymes, biological control and commercial applications. Taylor and Francis, London, England: 278 pp

HARMAN G (2003) *Trichoderma* spp., including *T. harzianum*, *T. viride*, *T. koningii*, *T. hamatum* and other spp Deuteromycetes, Moniliales (asexual classification system), en <http://www.nysaes.cornell.edu/ent/biocontrol/pathogens/Trichoderma.html>

HOWELL C, HANSON L, STIPANOVIC R, & PUCKHABER L (2000). Induction of terpenoid synthesis in cotton roots and control of *Rhizoctonia solani* by seed treatment with *Trichoderma virens*. Phytopathology 90:248-252.

INBAR J, ABRAMSKY M, COHEN D & CHET I (1994) Plant growth enhancement and disease control by *Trichoderma harzianum* in vegetable seedlings grown under commercial conditions European. Journal of Plant Pathology 100: 337–346.

JOFFRE R (1988). Soil water improvement by trees in the rangelands of southern Spain. Acta Oecologica 9: 405-422.

JOHANSEN A 1999 Depletion of soil mineral N by roots of *Cucumis sativus* L. colonized or not by arbuscular mycorrhizal fungi. Plant Soil 209, 119–127.

KLEIFELD O & CHET (1992). *Trichoderma harzianum* – interactions with plants and effect on growth response. Plant and Soil 144: 267-272.

MOUSAIN D, MATUMOTO P & QUIQUAMPOIX H. (1997) Le Rôle des mycorhizes dans la nutrition phosphatée des arbres forestiers. Rev. Forestier XLIX n° sp 1997: 67-81

OUSLEY M, LYNCH J & WHIPPS J (1994) Potential of *Trichoderma* spp. as consistent plant growth stimulators. Biological. Fertilization Soils 17: 85-90.

PLASSARD C (1991) Assimilation of mineral nitrogen and ion balance in the two partner of ectomycorrhizal symbiosis: data and hypothesis. Experimentia 47 : 236-242

POSS J (1985) Effect of salinity on mycorrhizal onion and tomato in soil with and without additional phosphate. Plant and Soil 88: 307-319.

RABEENDRAN N, MOOT D, JONES N & STEAWRT A (2000) Inconsistent growth promotion of cabbage and lettuce from *Trichoderma* isolates. In 53rd Conference Proceedings of The New Zealand Plant Protection Society Incorporated <http://www.hortnet.co.nz>

RICHARDSON D & BOND W (1991) Determinants of plant distribution: evidence from pine invasions. American Naturalist. 137(5): 639-668.

RUIZ-LOZANO J (1996) Alleviation for Salt Stress by Arbuscular-mycorrhizal *Glomus* species in *Lactuca sativa* plants. Physiologia Plantarum 98: 767-772

VALENZUELA E, LEIVA S & GODOY R. Variación estacional y potencial enzimático de microhongos asociados con la descomposición de hojarasca de *Nothofagus pumilio*. Rev. chil. hist. nat., dic. 2001, vol.74, no.4, p.737-749.

WINDHAM MT, ELAD Y & BAKER R. (1986) A mechanism for increased plant growth induced by *Trichoderma* spp. Phytopathology 76: 518–521.

YEDIDIA I, BENHAMOU N, & CHET I (1999) Induction of defense responses in cucumber plants (*Cucumis sativus* L.) by the biocontrol agent *Trichoderma harzianum*. Applied Environmental. Microbiology. 65:1061-1070.