

**UNIVERSIDAD DE CHILE**  
**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS**  
**ESCUELA DE PREGRADO**

**Memoria de Título**

**VARIACIÓN DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DEL SUELO EN  
FORMACIONES VEGETACIONALES ESCLERÓFILAS DE LA ZONA  
CENTRAL DE CHILE**

**AMANDA NANGARÍ PIÑA**

**Santiago, Chile**

**2012**

**UNIVERSIDAD DE CHILE**  
**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS**  
**ESCUELA DE PREGRADO**

**VARIACIÓN DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DEL SUELO EN  
FORMACIONES VEGETACIONALES ESCLERÓFILAS DE LA ZONA  
CENTRAL DE CHILE**

**ENZIMATIC ACTIVITY VARIATION IN SOILS UNDER SCLEROPHYLL  
VEGETATION IN THE CENTRAL ZONE OF CHILE**

**AMANDA NANGARÍ PIÑA**

**Santiago, Chile**

**2012**

**UNIVERSIDAD DE CHILE**  
**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS**  
**ESCUELA DE PREGRADO**

**VARIACIÓN DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DEL SUELO EN  
FORMACIONES VEGETACIONALES ESCLERÓFILAS DE LA ZONA  
CENTRAL DE CHILE**

Memoria para optar al título  
profesional de Ingeniero Agrónomo  
Mención Ingeniería y Suelos

**AMANDA NANGARÍ PIÑA**

<b>Profesores Guías</b>	<b>Calificaciones</b>
Sr. Juan Pablo Fuentes E. Ingeniero Forestal, Ph.D. M.S.	7,0
Sra. María Teresa Varnero M. Químico Farmacéutico.	7,0
<b>Profesores Evaluadores</b>	
Sr. Oscar Seguel S. Ingeniero Agrónomo Dr.	6,8
Sr. Rodrigo Infante E. Ingeniero Agrónomo, Ph.D.	6,8

**Santiago, Chile**

**2012**

# ÍNDICE

<b>ÍNDICE.....</b>	<b>1</b>
<b>RESUMEN .....</b>	<b>1</b>
<b>ABSTRACT.....</b>	<b>2</b>
<b>INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>3</b>
FUNCIÓN DE ALGUNAS ENZIMAS EN EL PROCESO DE DEGRADACIÓN DE LA MATERIA ORGÁNICA .....	3
Oxidación de la materia orgánica .....	4
Degradación de la celulosa .....	5
Degradación de fuentes orgánicas nitrogenadas .....	5
OBJETIVO GENERAL .....	7
OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....	7
<b>MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>8</b>
DESCRIPCIÓN DEL SITIO DE ESTUDIO .....	8
UBICACIÓN DE LAS PARCELAS BAJO ESTUDIO .....	9
GEOMORFOLOGÍA Y SUELOS .....	10
SITUACIONES VEGETACIONALES .....	10
MUESTREO DE SUELOS .....	12
DETERMINACIÓN DEL CARBONO ORGÁNICO DEL SUELO.....	13
DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA .....	13
Deshidrogenasa.....	13
Celulasa .....	14
β-Glucosidasa .....	14
Ureasa .....	15
OTRAS MEDICIONES .....	15
Determinación del pH.....	15
Determinación del nitrógeno aprovechable .....	16
ANÁLISIS ESTADÍSTICO .....	16
<b>RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....</b>	<b>17</b>
CARBONO ORGÁNICO DEL SUELO.....	17
ACTIVIDAD DESHIDROGENASA .....	19
ACTIVIDAD CELULASA Y B-GLUCOSIDASA .....	21
ACTIVIDAD UREASA .....	23
CORRELACIONES.....	25
Correlaciones entre actividades enzimáticas y carbono orgánico del suelo .....	25
Correlación entre actividades enzimáticas, N (ppm) y pH del suelo .....	27
<b>CONCLUSIONES.....</b>	<b>29</b>
<b>BILBIOGRAFÍA.....</b>	<b>30</b>
<b>ANEXOS Y APÉNDICES .....</b>	<b>34</b>
ANEXO.....	34
Anexo I. Valores de parámetros que indican facilidad de descomposición de hojarasca de distintas especies estudiadas. ....	34
APÉNDICES .....	34
Apéndice I. Datos de ubicación geográfica, altitud y exposición de las parcelas. ....	34

Apéndice II. Características Físicas y Morfológicas de los pedones de las parcelas bajo estudio. ....	35
Apéndice III. Propiedades físicas y químicas de los suelos de cada parcela bajo estudio. ....	38
Apéndice IV. Valores de porcentajes de cobertura por parcela. ....	38
Apéndice V. Valores de actividad enzimática y carbono orgánico del suelo (COS) en las distintas situaciones vegetacionales por profundidad de muestreo. ....	39
Apéndice VI. Valores de nitrógeno y pH por situación vegetacional. ....	39

## RESUMEN

En ecosistemas de clima Mediterráneo en Chile central se estudiaron cuatro situaciones vegetacionales del bosque esclerófilo, formadas por distinto grado de intervención antrópica, en las cuales se determinaron las actividades enzimáticas (deshidrogenasa, celulasa,  $\beta$ -glucosidasa y ureasa), así como también carbono orgánico del suelo (COS). Se extrajeron muestras compuestas en intervalos de profundidad de 0-6 y 6-12 cm desde ecosistemas de (menor a mayor perturbación): Peumo (PEU), Peumo-Litre-Quillay (PLQ), Quillay-Trevo-Colligüay (QTC) y Espino (ESP). El COS del suelo respondió al grado de intervención antrópica, siendo mayor en ecosistemas de PEU y menor en ESP. Por su parte, las enzimas del grupo de las hidrolasas: (celulasa,  $\beta$ -glucosidasa y ureasa) no respondieron a la cantidad de SOC, sin embargo éstas enzimas mostraron relación con la calidad de la materia orgánica del suelo (relación C/N, contenido de lignina). Deshidrogenasa mostró diferencias sólo de 6-12 cm, respondiendo al tipo de vegetación. El efecto de las copas de los árboles fue significativo sobre las propiedades medidas (QTC y ESP), observándose que la actividad enzimática y el COS fueron mayores bajo la influencia de las copas de los árboles que en los sectores de pradera abierta, en que la acumulación de hojarasca y el efecto de las copas de los árboles no existe.

**Palabras clave:** actividad enzimática, carbono orgánico del suelo, intervención antrópica, vegetación esclerófila.

## ABSTRACT

Four sclerophyll vegetation ecosystems of Central Chile characterized by with different degrees of anthropogenic disturbances were studied in terms of soil enzymatic activities (deshydrogenase, celulase,  $\beta$ -glucosidase and urease) and soil organic carbon (SOC). Composite soil samples at 0-6 and 6-12 cm depth were extracted (low to highly perturbed) from Peumo (PEU), Peumo-Litre-Quillay (PLQ), Quillay-Trevo-Colligüay (QTC) and Espinal (ESP) ecosystems. SOC was correlated to the degree of anthropogenic disturbances, with the greatest SOC amounts in the PEU sites and the lowest under ESP. The group of enzymes hydrolases (celulase,  $\beta$ -glucosidase and urease) was not correlated to the amount of SOC, nevertheless, the quality of soil organic matter (C/N ration, lignin content) seem explain those enzymatic activities. Deshidrogenase levels were different between vegetation types but only in the 6-12 cm depth. The measured proprieties were significantly affected by the effect of the canopy (QTC and ESP), finding higher amount of SOC and enzymes activities was found under canopy as compared to open pasture in which accumulation of plant litter and the effect of the canopy was not existent.

**Key words:** soil enzyme activity, soil organic carbon, anthropic intervention, sclerophyll vegetation.

## INTRODUCCIÓN

El bosque esclerófilo de la zona central de Chile ha sido intervenido por la acción humana, sobre todo en el último siglo. Los suelos asociados a grandes centros urbanos han sido sometidos a una fuerte presión antrópica, siendo explotados sus recursos forestales, para luego darles uso agrícola y ganadero, contribuyendo a una disminución de la fertilidad de éstos (Doran y Zeiss, 2000). Por lo anterior, los bosques han experimentado grandes cambios en el tipo de vegetación, generándose sucesiones vegetacionales más adaptadas a este nuevo hábitat. La sucesión vegetacional afecta el suelo donde se desarrolla, ya que produce cambios en las reservas de carbono, por un aporte de hojarasca distinto en cuanto a cantidad y calidad, afectando así el tipo y cantidad de biomasa microbiana del suelo (Alvear *et al.*, 2007; Donoso, 1993) y las enzimas provenientes de los microorganismos.

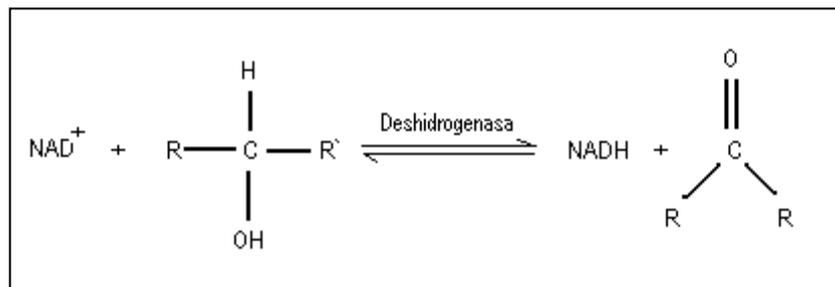
La actividad enzimática del suelo es una de las propiedades biológicas menos estable, y por lo tanto una de las primeras afectadas ante una perturbación (Zagal *et al.*, 2002). Las enzimas de los suelos provienen principalmente de los microorganismos edáficos (Dick, 1994; Dick y Tabatabai, 1992), ya sea por secreción o por liberación de ellas luego de su muerte (Burns, 1982), es por esto que un cambio en las propiedades del suelo que afecte la biomasa microbiana producirá un cambio en la producción de enzimas. Las plantas también secretan enzimas al suelo, sobre todo en primavera, que es el periodo de máximo crecimiento (Dkhar y Mishra, 1983). La vegetación puede influir en la actividad enzimática de tres formas: i) mediante cambios en el microclima edáfico que genera cada especie vegetal bajo su copa en términos de temperatura, humedad y aireación, y que a su vez afectan la cantidad y tipo de microorganismos que se desarrollan (Wright y Coleman, 2000); ii) por la cantidad y tipo de enzimas que secreta cada especie vegetal por sus raíces y; iii) produciendo o no inhibidores de enzimas o de actividad microbiana. En éste último aspecto se ha encontrado que algunas especies de la familia *Euphorbiaceae*, entre las cuales está *Colliguaja odorífera* Molina, producen sustancias antimicrobianas (Bittner *et al.*, 2009), pudiendo así disminuir la actividad enzimática del suelo.

### **Función de algunas enzimas en el proceso de degradación de la materia orgánica**

En ecosistemas naturales boscosos, la principal entrada de carbono al suelo se produce por la incorporación de material vegetal como hojarasca y restos de árboles muertos (Castillo, 2005). Los procesos de mineralización y humificación de la materia orgánica del suelo se rigen por procesos de oxidación, reducción e hidrólisis, que son catalizados por las enzimas del suelo (Pascual *et al.*, 2000).

## Oxidación de la materia orgánica

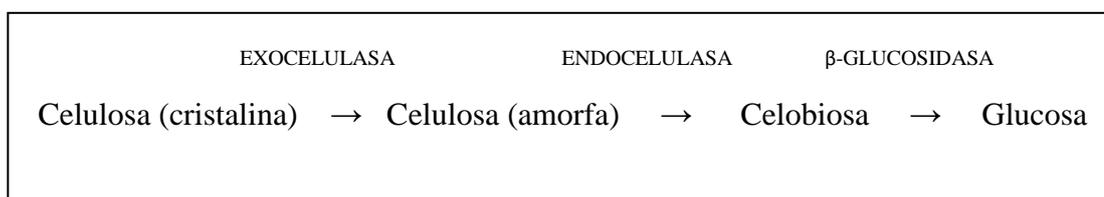
La actividad deshidrogenasa es fundamental en las etapas iniciales de oxidación de la materia orgánica (Ross, 1971), reflejando el potencial oxidativo de los microorganismos del suelo (Skujins, 1973). Esta enzima intracelular está asociada a los microorganismos proliferantes, y no es estabilizada por los coloides inorgánicos (arcillas) y orgánicos (sustancias húmicas) del suelo (Rossel *et al.*, 1997). La oxidación microbiana de sustancias orgánicas bajo condiciones aeróbicas es llevada a cabo mediante el proceso de fosforilación oxidativa en la cual se produce ATP, mediante la transferencia de electrones a través de una cadena transportadora de electrones que tiene al oxígeno como aceptor final. Este proceso lo realizan cuatro deshidrogenasas que pueden ser de dos tipos, aquellas que requieren NAD o NADP (deshidrogenasas pirin dependientes) y FAD o FMN (deshidrogenasas flavin dependientes como coenzimas) (Lehninger, 1978); la actividad deshidrogenasa total depende del resultado de las actividades de las distintas deshidrogenasas (von Mersi y Shinner, 1991). La reacción que cataliza esta enzima se resume en la Figura 1.



**Figura 1.** Reacción general de oxido-reducción catalizada por la enzima deshidrogenasa en suelos. Fuente: Pepper *et al.*, 1995.

## Degradación de la celulosa

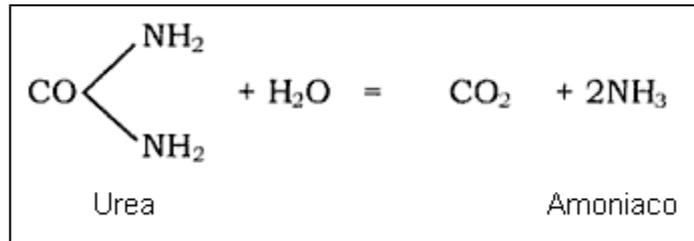
La degradación microbiana de la celulosa es uno de los procesos más importantes en la degradación del material vegetal, transformando compuestos orgánicos complejos (celulosa, hemicelulosa y lignina) a compuestos más sencillos (d-glucósidos). Este proceso es llevado a cabo por los microorganismos del suelo a través de la secreción de enzimas, con el fin de obtener compuestos más sencillos que ellos puedan digerir (Martínez *et al.*, 2008; Castillo, 2005; Alef y Nannipieri, 1995). La celulosa es un polisacárido lineal formado por moléculas de glucosa unidas por enlaces  $\beta$  (1,4), éstas cadenas a su vez se unen mediante puentes de hidrógeno de dos tipos, generando formas cristalinas de celulosa con una disposición tan comprimida que ni el agua ni las enzimas pueden penetrar (García *et al.*, 2003). Charpentier (1968) distingue tres fases en el proceso de degradación de la celulosa en el que participan tres enzimas: (1) la exocelulasa, que rompe enlaces glucosídicos terminales de la estructura de celulosa cristalina (insoluble), transformándola a celulosa amorfa (soluble); (2) la endocelulasa, que rompe enlaces  $\beta$  (1,4) de la celulosa formando celobiosa y; (3) la  $\beta$ -glucosidasa, que transforma la celobiosa en unidades de d-glucósidos (Castillo, 2005; García *et al.*, 2003; Alef y Nannipieri, 1995), por lo tanto el producto de la celulasa sirve como sustrato para la enzima  $\beta$ -glucosidasa (Turner *et al.*, 2002), según lo detalla la Figura 2.



**Figura 2.** Reacción de hidrólisis de celulosa cristalina a glucosa, catalizada por las enzimas exocelulasa, endocelulasa y  $\beta$ -glucosidasa. (Fuente: García *et al.*, 2003).

## Degradación de fuentes orgánicas nitrogenadas

En suelos de aptitud forestal, la principal fuente de nitrógeno se aloja en la materia orgánica. Una de las formas de liberación de amonio a partir de la materia orgánica del suelo es a través de la actividad de enzimas del grupo de las amidohidrolasas, dentro de las cuales la más importante es la ureasa, que cataliza la hidrólisis de urea a dióxido de carbono y amoníaco (Figura 3) (García *et al.*, 2003).



**Figura 3.** Reacción general de hidrólisis catalizada por la enzima ureasa (Fuente: García *et al.*, 2003).

La ureasa es una enzima muy estable en el suelo y raramente es influenciada por la sequedad, irradiación y temperatura (McLaren, 1969; Pancholy y Rice, 1973; Zantua y Bremner, 1975; Fenn *et al.*, 1992, citados por García *et al.*, 2003). La cantidad de materia orgánica no parece ser la responsable de la actividad ureasa, sino el tipo de materia orgánica (García *et al.*, 2003), aunque Casanova y Benavides (1995) encontraron una alta correlación entre la actividad ureasa y el contenido de materia orgánica del suelo.

Se sabe que la enzima ureasa, a diferencia de otras enzimas, no se correlaciona con la biomasa microbiana del suelo, ya que es afectada por la concentración de oxígeno y la disponibilidad de nitrógeno (García *et al.*, 2003). La actividad ureasa disminuye en suelos donde se ha aplicado repetidas veces  $\text{NH}_4$  (Dick *et al.*, 1988). Además se ha encontrado correlación positiva con la CIC del suelo (Casanova y Benavides, 1995), debido a que los coloides del suelo (orgánicos e inorgánicos) estabilizan las enzimas, reduciendo su pérdida.

Hay escasos trabajos que estudian el efecto de la sucesión vegetal sobre las propiedades biológicas del suelo (Alvear *et al.*, 2007), como la actividad enzimática, y menos aún el efecto que tienen sobre la actividad enzimática algunas especies vegetales del bosque esclerófilo de Chile, como *Acacia caven* (Mol) Mol, *Quillaja saponaria* Molina, *Retanilla trinervia* (Gillies et Hook.) Hook. et Arn, *Colliguaja odorífera* Molina, *Cryptocarya alba* (Molina) Looser y *Lithraea caustica* (Molina) Hook & Arn.

### **Objetivo General**

Evaluar la variación de la actividad de algunas enzimas del suelo en ecosistemas con distinta vegetación esclerófila de Chile Central, como producto de intervención antrópica en distinta intensidad.

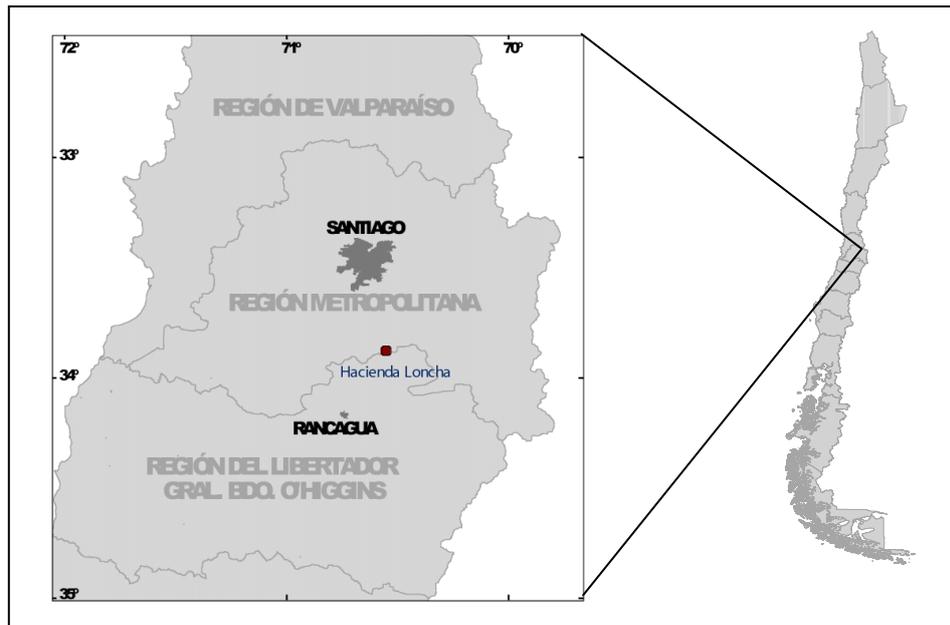
### **Objetivos Específicos**

- Determinar la variación en la actividad de las enzimas deshidrogenasa, celulasa,  $\beta$ -glucosidasa y ureasa en ecosistemas con distinto grado de intervención antrópica.
- Determinar la variación de la actividad enzimática bajo cobertura arbórea y arbustiva y en sectores cubiertos sólo con vegetación herbácea (sistemas más degradados).
- Determinar la potencial relación que existe entre la actividad enzimática y el contenido de C orgánico del suelo.

## MATERIALES Y MÉTODOS

### Descripción del sitio de estudio

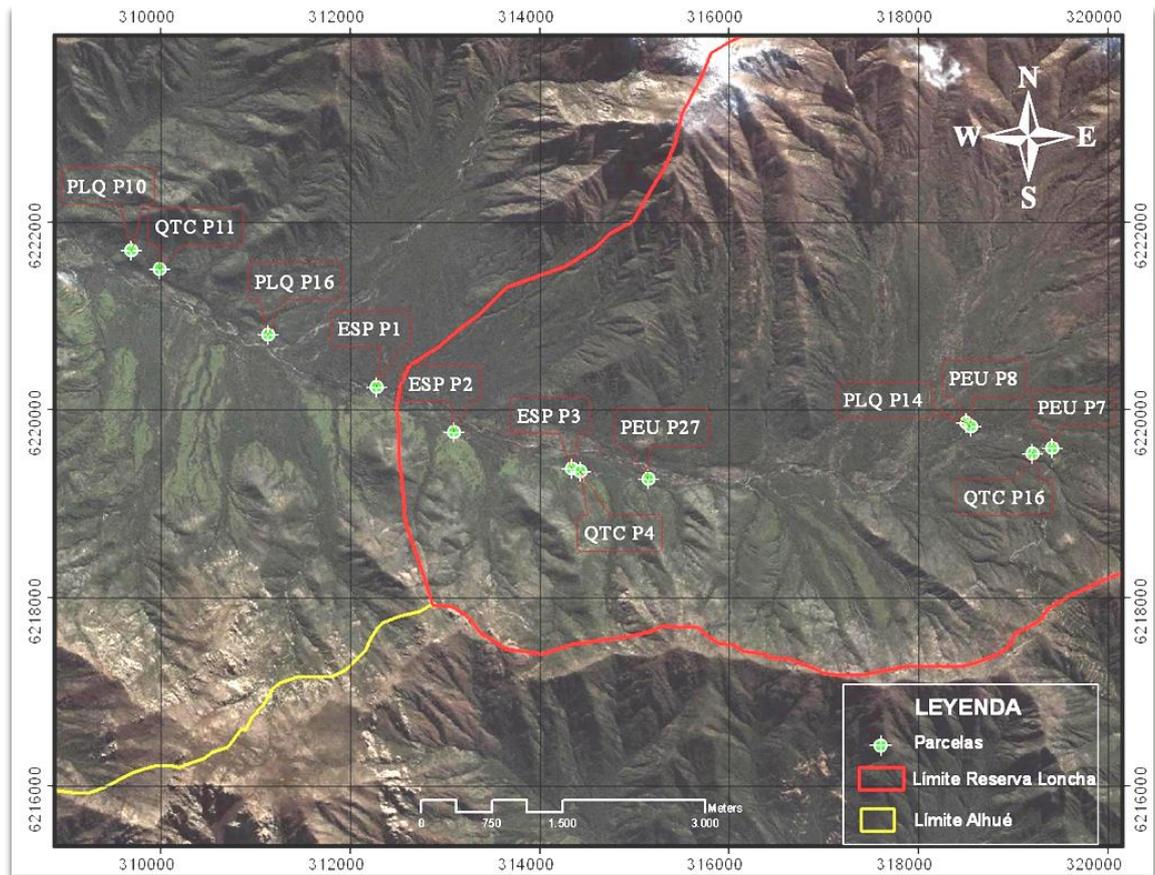
El estudio fue realizado en la Reserva Nacional Roblería del Cobre de Loncha, ubicada geográficamente entre los paralelos 34°05' – 34°11' (LS) y los meridianos 70°54' – 71°03' (LW), Provincia de Alhué, Región Metropolitana, Chile (Figura 4). Esta reserva forestal corresponde a un sitio prioritario para la conservación de la naturaleza, protegido por la Corporación Nacional Forestal (CONAF) desde 1995. La precipitación anual varía entre 400 y 597 mm. La T° media anual en verano es 24°C y en invierno varía entre 4 y 5,7 °C. Las parcelas de estudio están ubicadas entre los 335 y 846 m.s.n.m.



**Figura 4.** Localización de la Reserva Nacional Roblería del Cobre de Loncha (Fuente: Fuentes *et al.*, 2010).

## Ubicación de las parcelas bajo estudio

Las situaciones vegetacionales esclerófilas bajo estudio fueron cuatro, y se consideraron tres repeticiones reales de cada situación, ubicadas en distintos puntos geográficos de la rivera sur del estero Carén. Por lo tanto, para el estudio se utilizaron 12 parcelas (tres de cada situación), de 625 m<sup>2</sup> de superficie cada una (Figura 5). En el Apéndice I se entregan algunas características de las parcelas como coordenadas, altitud y exposición.



**Figura 5.** Mapa con ubicación de las parcelas bajo estudio. Detalles de las coberturas en las figuras 6 y 7.

## Geomorfología y Suelos

La Reserva Nacional Roblería del Cobre de Loncha se ubica en un sector de cordones cordilleranos transversales de la cordillera de la Costa, que generan la cuenca del estero Carén con orientación Este-Oeste, de topografía montañosa y valles encajonados con fuertes pendientes (CONAF, 2008). Las parcelas de estudio están ubicadas en sectores de piedmont formados en la ladera de exposición Norte sobre materiales graníticos y en la ladera del estero Carén sobre sedimentos fluviales actuales de naturaleza granítica.

Dado el uso histórico y la separación espacial, los suelos varían en alguna medida en cada una de las situaciones en cuanto a textura y estructura. Las parcelas de la situación de PEU están ubicadas en suelos que varían de areno francoso a franco arcilloso, mientras que las situaciones PLQ y QTC se ubican en suelos que varían de franco arenoso a franco y la situación de ESP en suelos que varían de franco a franco limoso. Todos suelos bien estructurados, con estructura de bloques subangulares que varía en su grado de medio a fuerte en superficie. En el Apéndice II se puede ver en forma detallada una descripción de los suelos al menos hasta los 50 cm de profundidad. Algunas propiedades químicas y físicas de las parcelas se resumen en el Apéndice III.

## Situaciones vegetacionales

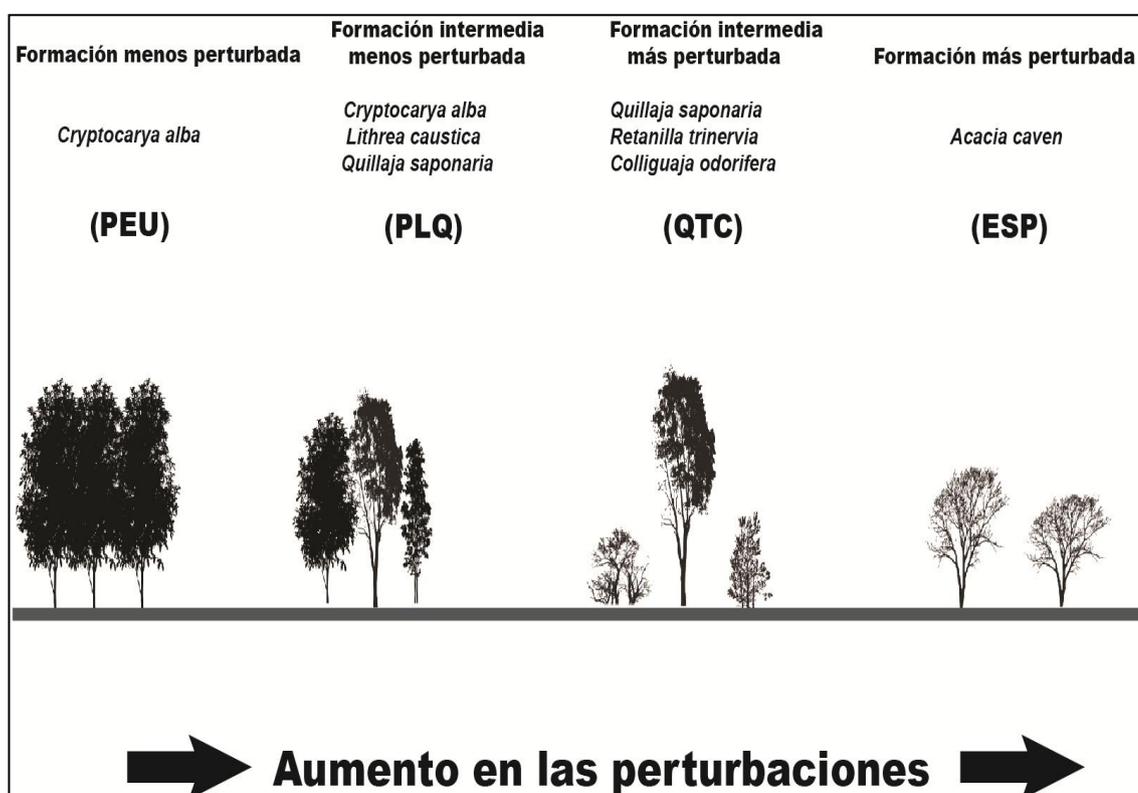
Las situaciones vegetacionales bajo estudio fueron generadas por un cambio de uso del suelo, se presume que su estado original es un bosque muy preservado, con alto porcentaje de cobertura, donde la vegetación es sólo arbórea, y que las demás situaciones vegetacionales derivan de la intervención de ésta. El resto de las situaciones vegetacionales muestran una disminución en el porcentaje de cobertura a medida que aumenta el grado de intervención (Apéndice IV), por esto se va generando un cambio en el tipo de vegetación de arbórea a arbustiva, llegando a la situación de espino que es la más perturbada (Figuras 6 y 7).

**1. Bosque de Peumo** (*Cryptocarya alba* (Molina) Looser) (**PEU**), el peumo forma un bosque denso con alto porcentaje de cobertura arborea (80 a 85 %), en que las copas de los árboles se traslapan y no existen sectores de suelo que no estén influenciadas éstas. Hay un pequeño porcentaje de árboles de Boldo (13% aproximadamente) dentro de las parcelas.

**2. Bosque de Peumo** (*Cryptocarya alba* (Molina) Looser), **Litre** (*Lithraea caustica* (Molina) Hook & Arn.) y **Quillay** (*Quillaja saponaria* Molina) (**PLQ**), las tres especies

forman un bosque denso en que las copas de los árboles se traslapan, por lo que no es posible diferenciar la influencia de cada especie sobre el suelo. Las parcelas presentan un porcentaje de cobertura arbórea que varía entre 78 y 88 %.

**3. Matorral de Quillay** (*Quillaja saponaria* Molina), **Trevo** (*Retanilla trinervia* (Gillies et Hook.) Hook. et Arn), y **Colliguay** (*Colliguaja odorifera* Molina) (QTC), compuesto por dos estratas, una arbórea (quillay) y otra arbustiva (trevo y colliguay), lo que evidencia degradación. El porcentaje de cobertura arbórea o arbustiva varía de 35 a 55 %. Se distingue la influencia de las copas de cada especie sobre el suelo, y además se distinguen sectores que quedan fuera de la influencia de las copas de los árboles. Por lo que en las parcelas de QTC, se consideran cuatro situaciones vegetacionales: (1) QTC BQ, situación bajo la copa de quillay; (2) QTC BT situación bajo la copa de trevo; (3) QTC BC situación bajo la copa de colliguay, y QTC BP, situación en la parcela de QTC no influenciada por las copas de los arboles.



**Figura 6.** Esquema de las formaciones vegetacionales según el grado perturbación. **PEU:** Bosque de *Cryptocarya alba*, **PLQ:** Bosque de *Lithrea caustica* - *Cryptocarya alba* - *Quillaja saponaria*, **QTC:** Matorral de *Colliguaja odorifera* y *Retanilla trinervia* con árboles dispersos de *Quillaja saponaria* y **ESP:** Pradera abierta con *Acacia caven*.



**Figura 7.** Imagen de las cuatro situaciones vegetacionales bajo estudio; 1 PEU: Bosque de peumo, cobertura varía entre 80,1 y 88,5 %; 2 PLQ: Bosque de peumo, litre y quillay, cobertura varía de 78 a 81%; 3 QTC: Matorral de quillay, trevo y colligüay, cobertura varía de 35 a 55%; 4 ESP: Espinal, 21-28 % de cobertura. (Detalle de porcentajes de cobertura por parcela en Apéndice IV).

**4. Espinal** (*Acacia caven* (Molina) Molina) (**ESP**), corresponde al ecosistema espinal, donde sólo existe espino como vegetación leñosa, con un bajo porcentaje de cobertura, que varía de 21 a 28 %, y en el cual se pueden distinguir claramente sectores de suelo sin la influencia de de las copas de espinos. Por esto en parcelas de espinal se consideran dos situaciones vegetacionales a estudiar: (1) ESP BE, situación bajo las copas de espino; y (2) ESP BP situación fuera de la influencia de las copas del espino.

### Muestreo de suelos

Se tomaron tres muestras compuestas (de siete submuestras cada una) en cada una de las situaciones vegetacionales durante la primavera del 2010 (Septiembre), con un barreno

columnar cilíndrico, a dos profundidades de muestreo, de 0-6 y de 6-12 cm. Las muestras fueron conservadas a 4°C hasta el momento de los análisis.

### **Determinación del carbono orgánico del suelo**

El carbono orgánico del suelo fue determinado por el método de Walkley y Black descrito por Allison (1965). Las muestras de suelo fueron tamizadas a 0,5 mm, luego se pesaron 0,1 a 0,5 g de suelo, dependiendo de la cantidad de materia orgánica que se observa visualmente, en un matraz Erlenmeyer de 250 mL, se agregaron 10 mL de dicromato de potasio 1N, 20 mL de ácido sulfúrico concentrado y se dejó reposar durante treinta minutos; pasado este tiempo se agregaron 15 mL de agua destilada. Luego se agregaron 7 gotas de ferroín indicador y se tituló con sulfato ferroso 0,5N. El blanco se hizo de la misma forma, pero sin suelo y fue el primero en ser titulado para determinar la normalidad exacta del sulfato ferroso.

### **Determinación de la actividad enzimática**

La actividad enzimática fue determinada en muestras de suelo húmedo, tamizadas a 2 mm. Los datos fueron expresados en base a peso seco, para lo cual se determinó la humedad del suelo, secándolo en estufa durante 24 h a 105°C.

### **Deshidrogenasa**

La actividad deshidrogenasa fue medida por el método descrito por Pepper *et al.* (1995). Se pesaron 6 g de suelo en base a peso seco en cuatro frascos plásticos con tapa hermética, a dos de ellos se agregaron 0,3 g de glucosa (5%), se agregó 1 mL de TTC (cloruro de 2,3,5-trifeniltetrazolio) y 2,5 mL de agua destilada, y se incubaron a temperatura ambiente durante una semana. La deshidrogenasa actúa como catalizador de la reacción en que el TTC se transforma a TPF (trifenil formazán). Luego de la incubación, se extrajo el TPF enjuagando los frascos dos veces con 10 mL de metanol, y filtrando en papel filtro Wathman N° 42, luego se llevó a volumen en un matraz aforado

de 25 mL. Se midió la absorbancia a 485 nm en un espectrofotómetro RAY- Leigh UV 1601 y se llevó a cantidad de TPF a través de una curva de calibración. Se determinó la actividad con los valores de absorbancia promedio de las cuatro repeticiones.

## **Celulasa**

La actividad celulasa se determinó por el método descrito por Schinner y Von Mersi (1990). Se pesaron 5 g de suelo en un matraz Enlenmeyer, luego se añadieron 15 mL de acetato buffer 2M (pH 5,5) (164,06 g de acetato buffer en 700 mL de agua destilada, se ajustó el pH con ácido acético, y se llevó a 1000 mL con agua destilada) y 15 mL de solución CMC (7g de carboximetil celulosa en 1000 mL de acetato buffer). Se taparon los matraces y fueron incubados por 24 horas a 50°C. Después de incubar las muestras éstas fueron filtradas en papel filtro Wathman N°40. Para determinar el contenido de azúcar se diluyó 1 mL de filtrado en 20 mL de agua destilada. En un tubo de ensayo se agregó 1 mL de filtrado diluido, 1 mL de reagente A (16 g de carbonato de sodio anhidro, 0,9 g de cianuro de potasio, en 1000 mL de agua destilada) y 1 mL de reagente B (0,5 g de hexocianuro de potasio férrico en 1000 mL de agua destilada), se taparon los tubos de ensayo y fueron llevados a baño María durante 15 min a 100°C. Luego, éstas se enfriaron a 20°C durante 5 min, y se agregaron 5 mL de reagente C (1,5 g de potasio de amonio férrico, 1 g de sulfato de dodecil sodio y 4,2 mL de ácido sulfúrico concentrado, en 1000 mL de agua destilada) y se dejó enfriar por 1 h antes de medir la intensidad óptica a 690 nm.

## **$\beta$ -Glucosidasa**

La  $\beta$ -Glucosidasa fué determinada por el método descrito por Eivazi y Tabatabai (1988). Se pesó 1 g de suelo en un matraz Enlenmeyer de 50 mL, luego se añadieron 0,25 mL de tolueno, 4 mL de solución MUB pH 6 (200 mL de MUB stock (12,1 g de tris, 11,6 g de ácido málico, 14 g de ácido cítrico y 6,3 g de ácido bórico en 500 mL de NaOH 1M, y llevado a 1000 mL con agua destilada), el pH se ajustó con NaOH 0,1M, y se añadió agua destilada hasta llevar a 1000 mL) y 1 mL de PNG 25mM (0,377 g de *p*-nitrofenil-  $\beta$ -d-glucopiranosido en 50 mL de MUB solución), luego de mezclar las soluciones se sellaron los frascos con tapones de goma y se incubaron durante 1 h a 37°C. Luego de la incubación se añadió 1 mL de CaCl<sub>2</sub> 0,5M (73,5 g de CaCl<sub>2</sub>H<sub>2</sub>O diluido en 1000 mL de agua destilada) y 4 mL de tris buffer 50 mM pH 12 (6,1 g de hidroximetil amino metano en 1000 mL de agua destilada, el pH se ajustó con HCl 0,1M), inmediatamente fue mezclado y filtrado en papel filtro equivalente a Wathman N°2. Se midió la absorbancia a 400 nm. Las muestras en que la absorbancia fué muy

alta se diluyeron con tris buffer pH 10. Los blancos se realizaron siguiendo el mismo proceso, pero sin añadir suelo.

## **Ureasa**

La actividad ureasa fué determinada por el método descrito por Kandeler y Gerber (1988). Se pesaron 5g de suelo en un matraz Erlenmeyer de 100 mL, se añadieron 2,5 mL de solución urea (2,4 g de urea en 500 mL de agua destilada), luego se taparon y fueron incubadas durante 2 h a 37°C. Luego de la incubación se añadieron 50 mL de solución KCl (74,6 g de KCl en agua destilada, se añadieron 10 mL de HCl 1M y se llevó a 1000 mL con agua destilada) se agitaron durante 30 min en un agitador mecánico y se filtraron en papel filtro equivalente a Wathman N°2. El contenido de amonio fue determinado pipeteando 1 mL de filtrado en un matraz Erlenmeyer de 50 mL, al cual se añadió 9 mL de agua destilada, 5 mL de solución salicilato de Na/NaOH y 2 mL de dicloroisocianuro de sodio solución (0,1 g de dicloro isocianuro de sodio en 100 mL de agua destilada), añadidas las soluciones se dejó reposar durante 2 h a temperatura ambiente antes de medir la intensidad óptica a 690 nm.

## **Otras mediciones**

### **Determinación del pH**

El pH del suelo fue determinado en una solución suelo-agua, con relación 1:2,5. La cantidad de suelo utilizada fue 20 g de suelo seco al aire, luego se añadió el agua y se revolvió la solución intermitentemente durante una hora. Se revolvió por última vez justo antes de introducir el electrodo, éste último se mantuvo en la solución durante 120 segundos y en ese momento se anotó la lectura.

## **Determinación del nitrógeno aprovechable**

El nitrógeno aprovechable fue determinado por el método descrito por Keeney y Bremner (1966) que consiste en agitar 5 g de suelo con 50 mL KCL (2N) durante una hora para extraer el nitrógeno, luego se filtra la solución. En el filtrado se concentra el nitrógeno aprovechable ( $\text{NO}_2$ ,  $\text{NO}_3$  y  $\text{NH}_4^+$ ), se toma una porción de filtrado (20 ml) y se pone el destilador durante la destilación todas las formas inorgánicas son transformadas a amonio, para lo cual se utiliza óxido de magnesio y aleación Debarde. El destilado de este se recibe en 5 mL de ácido bórico al 2% (color rosa Ofelia, que cambia a verde cuando caen las primeras gotas de N, es decir cambia a Borato de Amonio). El Borato de Amonio se titula con Ácido Sulfúrico diluido para determinar al amonio.

## **Análisis estadístico**

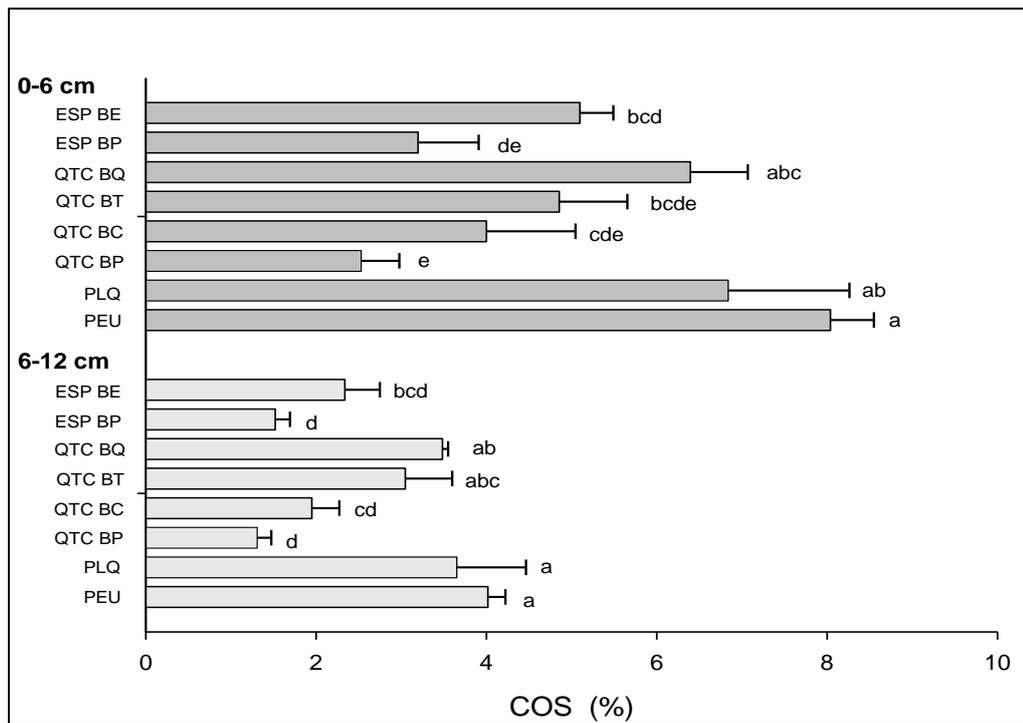
Los datos fueron analizados mediante un gráfico de caja para obtener los datos fuera de rango y eliminarlos. Para determinar si existen diferencias significativas de las actividades enzimáticas (deshidrogenasa, celulasa,  $\beta$ -glucosidasa y ureasa) y el carbono orgánico en respuesta a las distintas situaciones vegetacionales, se llevó a cabo un análisis de varianza (ANDEVA) por profundidad ( $p < 0,05$ ). Se analizaron por separado las dos profundidades estudiadas para las variables en función de las distintas situaciones vegetacionales. Los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianzas fueron determinados mediante el test de Ryan-Joiner (similar a Shapiro Wilk) y la prueba Levene's, respectivamente. Al no cumplirse los supuestos de normalidad u homogeneidad se recurrió a la gráfica de transformación de Box Cox para hallar el valor de transformación óptimo. Al existir diferencias significativas se aplicó la prueba de comparaciones múltiples de Fisher. Todos estos análisis se llevaron a cabo en el programa estadístico Minitab 16.

Se realizaron análisis de correlación de Pearson en el programa estadístico Minitab 16, para determinar la relación existente entre el COS, el pH y el contenido de nitrógeno con las actividades enzimáticas (deshidrogenasa, celulasa,  $\beta$ -glucosidasa y ureasa).

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### Carbono Orgánico del Suelo

El contenido de carbono orgánico del suelo (COS) varió en respuesta a las distintas situaciones vegetacionales y al grado de intervención antrópica, siendo mayor en la situación de Peumo y PLQ, y disminuyendo en las situaciones de QTC y Espino (Figura 8). Además, el contenido de COS fue mayor en los primeros 6 cm de profundidad que de 6-12 cm, disminuyendo aproximadamente un 50%, lo que es común en suelos bajo formaciones vegetacionales arbóreas y arbustivas (Muñoz *et al.*, 2008; Muñoz *et al.*, 2007; Goberna *et al.*, 2006).



**Figura 8.** Carbono orgánico del suelo (COS) según situaciones vegetacionales, a las dos profundidades estudiadas (0-6 cm y 6-12 cm). Media calculada a partir de tres valores (obtenidos a su vez cada uno de tres valores), barras representan error calculado a partir de tres valores ( $n=3$ ). Valores en Apéndice V.

Las situaciones de PEU, PLQ y QTC BQ tuvieron el mayor contenido de COS, debido al mayor aporte de hojarasca de las formaciones vegetacionales arbóreas con alto grado de desarrollo, en contraste con formaciones vegetacionales arbustivas que producen un menor aporte de materiales orgánicos al suelo. En este caso las situaciones vegetacionales con mayor densidad de árboles fueron las que mostraron mayor acumulación de COS.

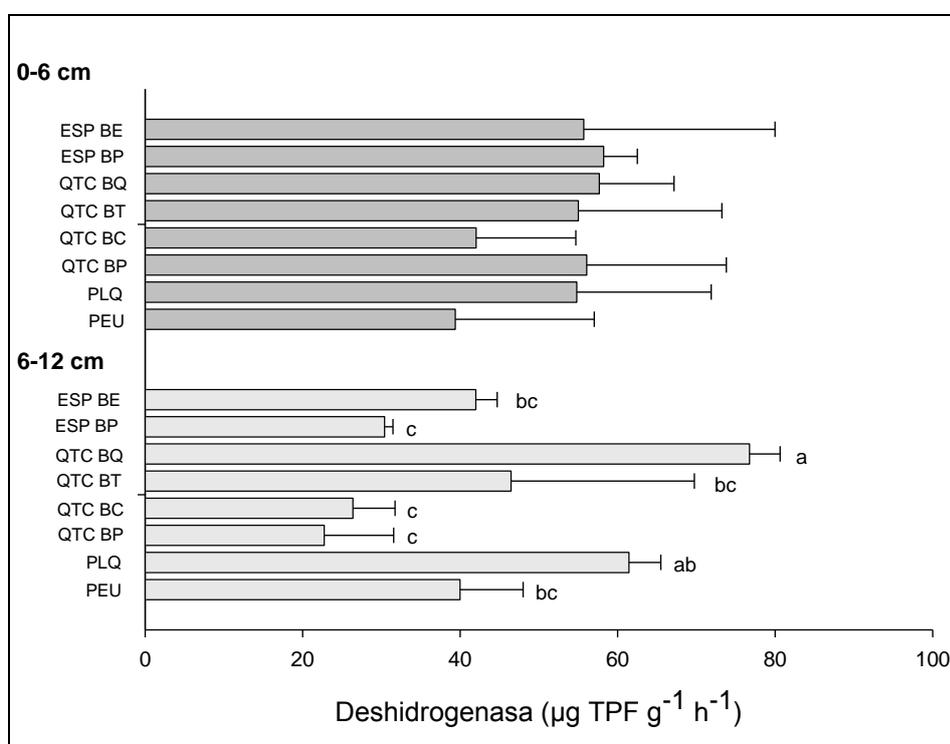
En las situaciones de QTC y ESP se puede distinguir que en los sectores bajo las copas de los árboles, los valores de carbono orgánico del suelo son mayores que en los sectores sin influencia de la copa de los árboles. Resultados similares encontró Muñoz *et al.* (2007) al estudiar el almacenamiento y distribución de carbono dentro del perfil de suelo en ecosistemas de espinales bien preservado a muy degradado, en la zona central de Chile. Además, se encontraron diferencias en el COS en función de cada especie estudiada. Al respecto, cada especie vegetal influye de manera distinta en la acumulación de carbono orgánico bajo sus copas, ya que las entradas de carbono al suelo a través del aporte de hojarasca es diferente en cada especie en cuanto a cantidad y calidad de materia orgánica (Swift, 2001). Así, el balance de carbono orgánico en el suelo será distinto para cada especie según las entradas de materia orgánica y según la facilidad de descomposición de ésta. A escala local, los aportes producidos por cada especie vegetal, ya sea de hojarasca, restos de órganos aéreos (hojas, ramas, frutos, inflorescencias, cortezas, etc.) y raíces, es atribuida a factores como el tipo de formación vegetal, la densidad del arbolado, el área basal y la edad (Salazar, 2008).

Dentro de las parcelas de QTC se mostraron diferencias en el COS en función de las distintas formaciones vegetacionales. Los mayores valores de carbono orgánico del suelo se encontraron en la situación de QTC BQ, esto se explica porque el quillay es un árbol que produce aportes constantes de hojarasca (entrada de materia orgánica al suelo) y además porque su materia orgánica es relativamente difícil de descomponer, por lo que tiende a acumularse. Una alta relación C/N y en un alto porcentaje de lignina, son indicadores de esto (Anexo 1). Las situaciones QTC BT y QTC BC, presentaron menores valores de COS debido a que el trevo y el colligüay, al ser arbustos, producen un aporte significativamente menor de hojarasca al suelo. Finalmente, fuera de la influencia de las copas de los árboles (QTC BP) se presentó el menor contenido de COS, dado el escaso aporte de materiales orgánicos de la pradera y su rápida descomposición.

En la situación de espino, el COS fue mayor bajo las copas de los árboles que en la zona sin influencia de éstos; aunque la producción de hojarasca en *Acacia Caven (Mol) Molina* es baja, genera aportes de materia orgánica en forma de ramillas y raíces (Muñoz *et al.* 2007), favoreciendo la entrada de carbono orgánico al suelo.

### Actividad Deshidrogenasa

La actividad deshidrogenasa no mostró diferencias significativas en los primeros 6 cm de profundidad (Figura 9). Las situaciones vegetacionales mostraron valores similares de actividad de esta enzima, a excepción de las situaciones de QTC BC y PEU, que mostraron valores ligeramente menores. De 6-12 cm de profundidad se presentaron diferencias significativas con valores, por lo general, menores que en los primeros 6 cm. Sin embargo las situaciones QTC BQ y PLQ mostraron una tendencia opuesta, con mayores actividad en profundidad que en los primeros 6 cm.



**Figura 9.** Actividad deshidrogenasa según situaciones vegetacionales, a las dos profundidades estudiadas (0-6 cm y 6-12 cm). Media calculada a partir de tres valores (obtenidos a su vez cada uno de tres valores), barras representan error calculado a partir de tres valores ( $n=3$ ). Valores en Apéndice V.

Los resultados en superficie (0-6 cm de profundidad) no se explican lógicamente por el grado de intervención antrópica, por la facilidad de degradación de la materia orgánica, por condiciones micro climáticas o de textura superficial, ni por la biomasa microbiana del suelo (Contreras, 2011). La mayoría de las deshidrogenasas son producidas por microorganismos anaeróbicos, aunque puede actuar tanto en condiciones aeróbicas

como anaeróbicas (Orten y Neuhaus, 1970), lo que podría explicar que en algunos casos la actividad deshidrogenasa fuese mayor en profundidad.

Se esperaba encontrar mayores contenidos de actividad deshidrogenasa en aquellas situaciones con menor intensidad de uso del suelo (Quiroz, 2007) y con una mayor acumulación de materia orgánica (Zagal *et al.*, 2002), sin embargo, los resultados no mostraron una dirección similar en los primeros 6 cm de profundidad.

En las dos situaciones vegetacionales en las que se encontró mayor actividad deshidrogenasa entre 6 y 12 cm de profundidad (QTC BQ y PLQ), se encuentra la especie *Quillaja saponaria* Molina, por lo que los resultados podrían asociarse a ella. Al respecto, se sabe que el Quillay tiene la particularidad de sintetizar compuestos recalcitrantes y un alto contenido de saponinas, pero no existen estudios que relacionen los contenidos de saponinas con la actividad deshidrogenasa del suelo. Con la información existente sólo se ha establecido que los extractos de saponinas son retenidos en el suelo (Vissuetti y Zyddi, 2004) y que pueden tener acción anti fúngica contra algunos hongos del suelo (Bittner *et al.*, 2009; Tenorio *et al.*, 2010; Vissuetti y Zyddi, 2004). Sin embargo, no es posible llegar a una conclusión sobre cuál es el efecto que produce la materia orgánica del quillay sobre la actividad deshidrogenasa del suelo, no pudiendo relacionarse directamente a los extractos de saponina.

En la segunda profundidad estudiada (6-12 cm) se da el efecto esperado dentro de cada formación vegetacional. Se encontraron mayores valores de actividad deshidrogenasa en ESP BE que en ESP BP; a su vez, dentro de la parcela de QTC los mayores valores se encontraron en la situación QTC BQ, en QTC BT valores intermedios y menores valores en las situaciones de QTC BC y QTC BP. En la situación de PLQ se encontraron mayores valores que en PEU, que podría asociarse a la presencia de quillay.

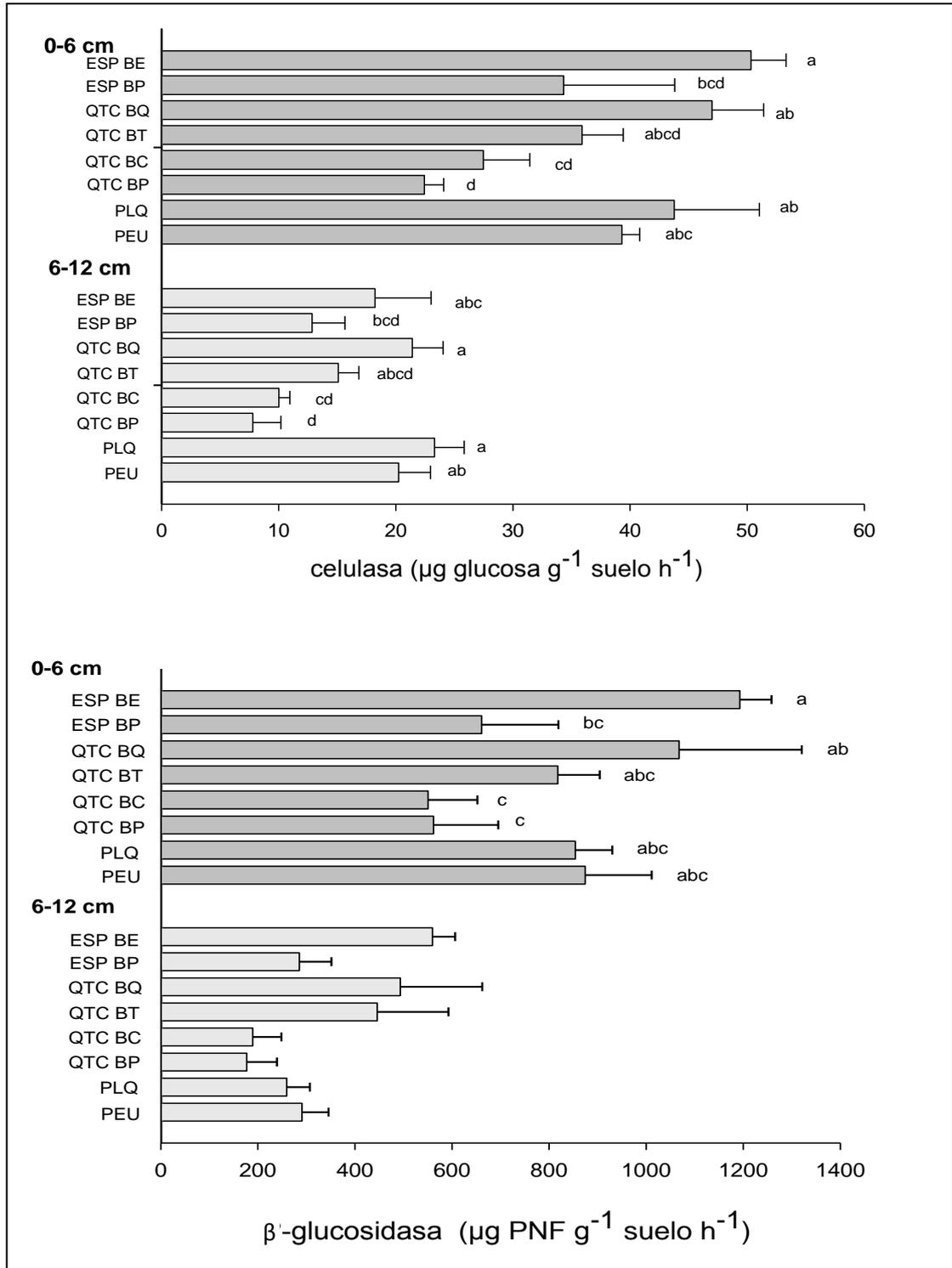
## Actividad Celulasa y $\beta$ -Glucosidasa

Las enzimas celulasa y  $\beta$ -glucosidasa participan juntas en el proceso de descomposición de la materia orgánica, particularmente en el proceso de degradación de la celulosa. Los productos de la enzima celulasa sirven como sustrato para  $\beta$ -glucosidasa, por lo que se relacionan y potencian sus actividades, es decir presentan sinergismo entre ellas (Alvear *et al.*, 2007). Lo anterior queda evidenciado al presentar ambas la misma dirección en cuanto a su respuesta a las distintas situaciones vegetacionales (Figura 10).

En los primeros 6 cm de profundidad ambas enzimas presentaron diferencias significativas ( $p < 0,05$ ) en respuesta a las distintas situaciones vegetacionales, mientras que de 6-12 cm de profundidad sólo la enzima celulasa mostró diferencias significativas ( $p < 0,05$ ). En profundidad los valores de actividad de ambas enzimas disminuyen, siguiendo la misma tendencia que en los primeros 6 cm de profundidad, en cuanto a su respuesta a las distintas situaciones vegetacionales.

En la situación Espino BE se presentaron los mayores valores de actividad en ambas enzimas, debido a que el espino produce materia orgánica de fácil descomposición, ya que la relación C/N de su hojarasca es sólo 25/1, y su contenido de lignina es bajo en comparación con otras especies estudiadas (Anexo I). La celulosa y la hemicelulosa son consideradas moléculas fácilmente degradables en el proceso de descomposición de la materia orgánica, a diferencia de la lignina (Healt *et al.*, 1997). Un alto contenido de nitrógeno mejora el crecimiento de microorganismos de crecimiento rápido en el suelo y genera una inhibición en la producción de enzimas ligolíticas (Keysert *et al.*, 1978), mientras que una baja relación C/N y un bajo contenido de lignina ayudan a una descomposición más rápida de la materia orgánica (Swift *et al.*, 1979; Fioretto *et al.*, 1998). Por otra parte, las condiciones de humedad y sobre todo temperatura favorecen el proceso de mineralización de la materia orgánica en las parcelas de Espino, más que en las otras situaciones vegetacionales, ya que un menor sombreado permite que los primeros centímetros de suelo alcancen mejores condiciones de temperatura para el proceso de degradación de la materia orgánica. Lo anteriormente expuesto avala el hecho de que las enzimas celulasa y  $\beta$ -glucosidasa tengan altos valores en los suelos bajo la influencia de Espino, superando los valores de los sitios menos degradados y con un mayor contenido de COS.

Las situaciones de QTC BQ, PLQ y PEU que son las situaciones con mayores contenidos de COS, mostraron también altos valores de actividad celulasa y  $\beta$ -glucosidasa; al respecto, se sabe que ambas enzimas se correlacionan positivamente con el contenido de MOS. Dentro de los sitios de Espino y QTC, las situaciones con menores valores de actividad celulasa y  $\beta$ -glucosidasa son justamente aquellas que presentan menores valores de COS, como son las situaciones que están fuera de la influencia de las copas de árboles (Espino BP y QTC BP). Entre las situaciones con menores valores de actividad celulasa y  $\beta$ -glucosidasa está aquella bajo la influencia de Colligüay (QTC BC), que al presentar propiedades antibacterianas (Bittner *et al.*, 2001) reduce la cantidad de enzimas liberadas al medio a través de bacterias.

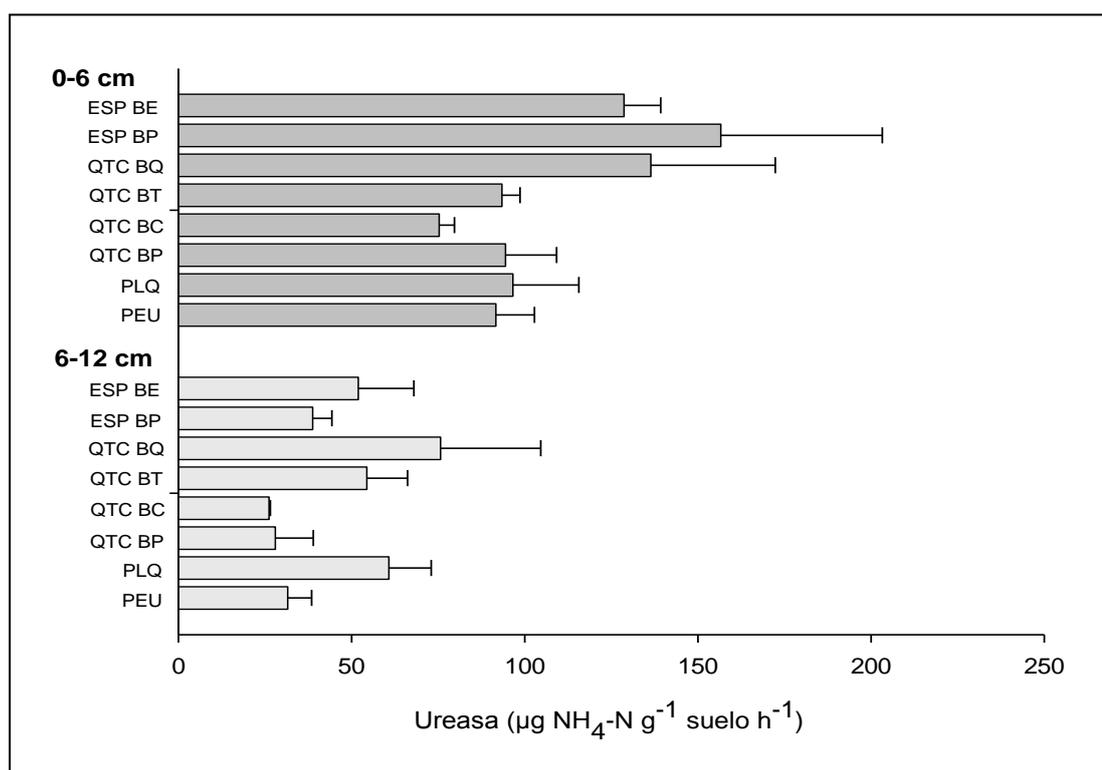


**Figura 10.** Actividad celulasa y β-glucosidasa según situaciones vegetacionales, a las dos profundidades de suelo estudiadas (0-6 cm y 6-12 cm). Media calculada a partir de tres valores (obtenidos a su vez cada uno de tres valores), barras representan error calculado a partir de tres valores ( $n=3$ ). Valores en Apéndice V.

### Actividad Ureasa

No se encontraron diferencias significativas entre las situaciones estudiadas para la enzima ureasa en ninguna de las dos profundidades (Figura 11). Sin embargo, las situaciones vegetacionales Espino BP, Espino BE y QTC BQ presentaron valores levemente mayores de actividad ureasa en los primeros 6 cm de profundidad.

García *et al.*, (2003) presume que la actividad ureasa es influenciada por la calidad de la materia orgánica y no por la cantidad de esta, aunque se ha encontrado correlación positiva entre la actividad ureasa y el contenido de COS (Casanova y Benavides, 1995). En el caso de las situaciones de ESP (ESP BE y ESP BP), los mayores valores de actividad enzimática en este ecosistema se relacionan con la calidad de la materia orgánica, ya que la hojarasca del espino está compuesta por moléculas de fácil descomposición y posee un alto contenido de nitrógeno (baja relación C/N). La situación de QTC BQ, no se explica de la misma forma, ya que la hojarasca del Quillay posee moléculas de difícil descomposición (Anexo I).



**Figura 11.** Actividad ureasa según situaciones vegetacionales, a las dos profundidades de suelo estudiadas (0-6 cm y 6-12 cm). Media calculada a partir de tres valores (obtenidos a su vez cada uno de tres valores), barras representan error calculado a partir de tres valores ( $n=3$ ). Valores en Apéndice V.

Las condiciones micro climáticas de las parcelas de ESP y QTC favorecen el desarrollo de microorganismos del suelo y la descomposición de la materia orgánica, ya que en estas parcelas se genera menor sombreamiento, y por ende mayor temperatura en los primeros cm de suelo entrada la primavera, que es la época de muestreo. Es decir, en estas parcelas las condiciones de humedad y temperatura serían más favorables para el crecimiento de microorganismos del suelo, que en las parcelas de PEU y PLQ, donde el porcentaje de cobertura es superior a 70 %.

Las mejores condiciones micro climáticas de las parcelas de QTC y el alto contenido de materia orgánica que aporta el quillay, con respecto a las especies presentes en la misma parcela (trevo y colligüay), favorecieron que en los suelos bajo la influencia de las copas de quillay (QTC BQ) existiesen mayores valores de actividad ureasa que en el resto de las situaciones.

## Correlaciones

### Correlaciones entre actividades enzimáticas y carbono orgánico del suelo

El COS se correlacionó significativamente con las actividades celulasa,  $\beta$ -glucosidasa y ureasa (Cuadro 1). Ma *et al.* (2010) encontró la misma relación para  $\beta$ -glucosidasa, mientras que Casanova y Benavides (1995) para ureasa. La descomposición microbiana de la materia orgánica es el proceso fundamental a través del cual entra carbono al suelo (Hernández y García, 2003), una parte de éste es liberado a la atmósfera en forma de CO<sub>2</sub>, y otra parte es retenido en el suelo (Martínez *et al.*, 2008; Castillo, 2005). Las enzimas participan en el proceso de degradación de la materia orgánica hidrolizando moléculas (enzimas hidrolíticas), favoreciendo la liberación de nutrientes como C y N al medio, lo que favorece la proliferación de microorganismos que a su vez liberan enzimas, generando entonces una retroalimentación positiva entre COS y enzimas hidrolíticas.

**Cuadro 1.** Coeficientes de correlación de *Pearson*, para las actividades enzimáticas y COS.

	Ureasa	Celulasa	$\beta$ -glucosidasa	Deshidrogenasa
<b>COS (%)</b>	0,448 ***	0,821 ***	0,664 ***	0,700 N.S.
<b>Deshidrogenasa</b>	0,414 ***	0,097 N.S.	0,192 **	
<b><math>\beta</math>-glucosidasa</b>	0,650 ***	0,202**		
<b>Celulasa</b>	0,594 ***			

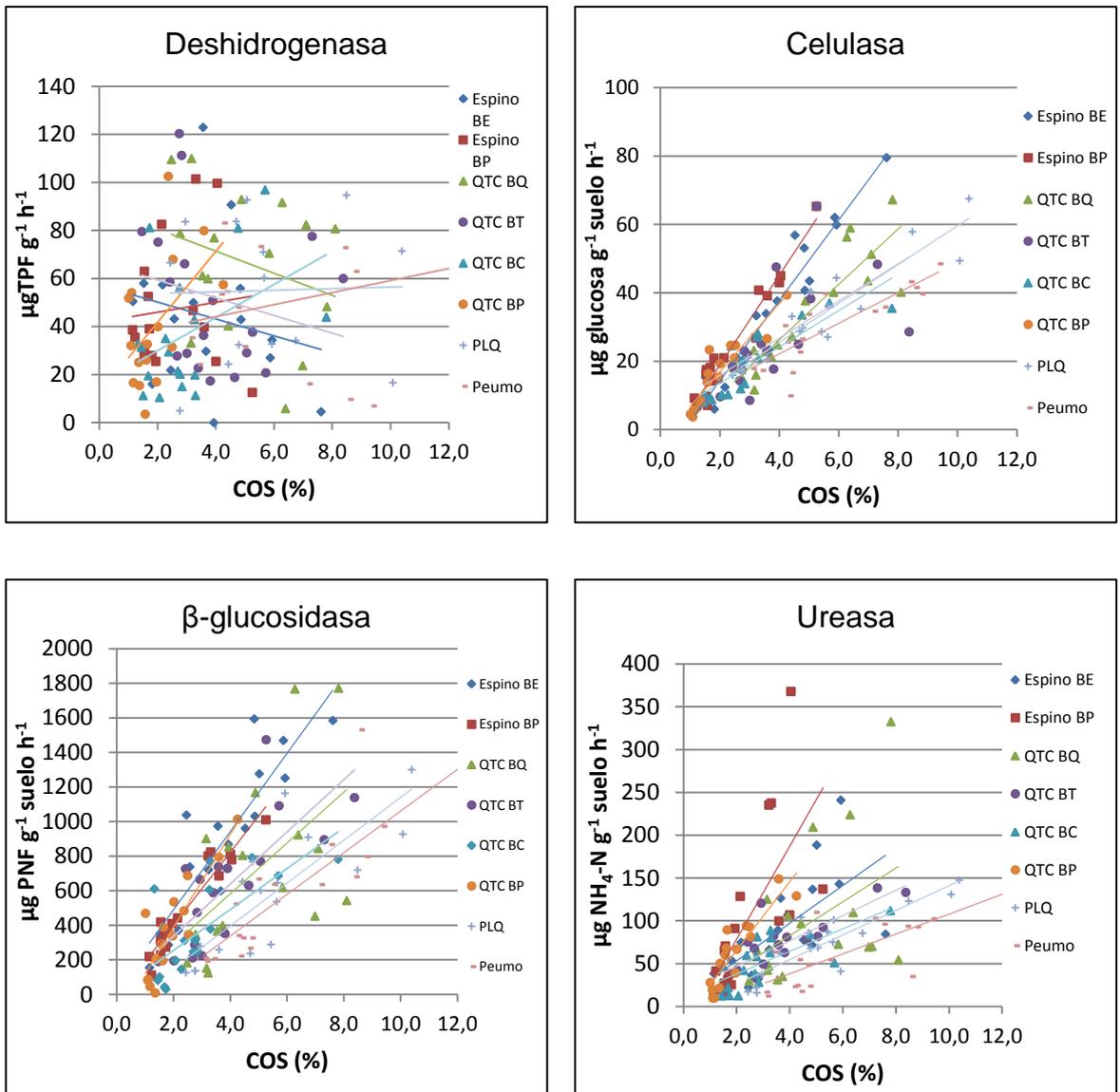
*n* = 136

\*\*\*  $p < 0,001$ ; \*\* $p < 0,01$ ; \* $p < 0,05$ ; N.S.: no significativo.

La actividad deshidrogenasa tuvo una baja correlación con las enzimas ureasa y  $\beta$ -glucosidasa ( $r^2=0,235$ ,  $r^2=0,238$ , respectivamente;  $p < 0,05$ ). No se encontró correlación significativa con la enzima celulasa, así como tampoco con el COS, aunque en otro estudio se encontró correlación con este último (Quiroz, 2007).

En la Figura 12, se muestran gráficas de correlación lineal entre las enzimas deshidrogenasa, celulasa,  $\beta$ -glucosidasa y ureasa, y COS, mostrando la relación por situación vegetacional entre cada enzima y el COS, mientras que el Cuadro 2 presenta los ajustes respectivos.

Las actividades enzimáticas aumentaron al aumentar el contenido de carbono orgánico del suelo en todas las situaciones vegetacionales, excepto la actividad deshidrogenasa, que mostró en algunas situaciones vegetacionales una correlación negativa, aunque sin significancia estadística.



**Figura 12.** Gráficas de correlación lineal entre las actividades deshidrogenasa, celulasa,  $\beta$ -glucosidasa y ureasa, con carbono orgánico del suelo por situación vegetacional. ( $n=9$  por situación vegetacional).

**Cuadro 2.** Resumen de ecuaciones de línea de tendencia de las gráficas de correlación de actividad enzimática y COS por situación vegetacional.

Situación	Deshidrogenasa		Celulasa		β-glucosidasa		Ureasa	
	Ecuación	R <sup>2</sup>	Ecuación	R <sup>2</sup>	Ecuación	R <sup>2</sup>	Ecuación	R <sup>2</sup>
<b>Espino BE</b>	$y = -3,5293x + 57,24$	0,04	$y = 11,741x - 9,2041$	0,93	$y = 226,21x + 36,53$	0,79	$y = 21,995x + 9,2402$	0,43
<b>Espino BP</b>	$y = 2,0781x + 41,77$	0,01	$y = 13,141x - 7,401$	0,95	$y = 210,47x - 19,593$	0,92	$y = 54,34x - 30,111$	0,47
<b>QTC BQ</b>	$y = -4,5851x + 89,699$	0,08	$y = 8,0974x - 6,0795$	0,79	$y = 146,94x - 5,814$	0,31	$y = 19,686x + 4,0853$	0,20
<b>QTC BT</b>	$y = -3,6914x + 66,741$	0,05	$y = 5,4209x + 5,082$	0,40	$y = 150,51x + 37,373$	0,57	$y = 14,808x + 17,236$	0,63
<b>QTC BC</b>	$y = 6,9019x + 16,124$	0,19	$y = 5,3075x + 2,9547$	0,75	$y = 118,38x + 18,029$	0,53	$y = 13,176x + 11,537$	0,53
<b>QTC BP</b>	$y = 14,772x + 12,11$	0,26	$y = 10,046x - 3,2513$	0,85	$y = 268,5x - 149,21$	0,76	$y = 40,141x - 15,164$	0,79
<b>PLQ</b>	$y = 0,3334x + 53,12$	0,00	$y = 5,6706x + 2,897$	0,86	$y = 123,92x - 99,673$	0,66	$y = 14,383x - 2,8948$	0,76
<b>Peumo</b>	$y = 2,5028x + 34,117$	0,05	$y = 4,4581x + 4,3746$	0,74	$y = 120,22x - 142,14$	0,70	$y = 11,619x - 8,4158$	0,57

La enzima deshidrogenasa tuvo un ajuste muy bajo a la ecuación lineal ( $R^2 < 0,3$ ) en todas las situaciones vegetacionales, y además la correlación de Pearson no fué significativa. El resto de las enzimas mostró un buen ajuste a la ecuación lineal (Valores de  $R^2$  en Cuadro 2), sobre todo las enzimas celulasa y β-glucosidasa con relaciones lineales directas en relación al aumento del COS. La enzima ureasa también aumentó al aumentar el COS, mostrando un buen ajuste en casi todas las situaciones vegetacionales. La situación de QTC BQ muestra un buen ajuste sólo para la enzima celulasa.

Las pendientes de las rectas reflejan la sensibilidad de la actividad enzimática a los aumentos del COS, de manera tal que una alta pendiente refleja que con aumentos ligeros de COS la actividad enzimática tiene un gran aumento. Las situaciones Espino BP, Espino BE y QTC BP e incluso QTC BQ mostraron un significativo aumento en la actividad celulasa al aumentar el contenido de COS. También se encontró aumento en la actividad β-glucosidasa para estas mismas situaciones. Ambas enzimas mostraron altas correlaciones con el COS, como se señaló anteriormente. Las situaciones que más aumentaron en actividad ureasa al aumentar el contenido de COS, fueron las formaciones influenciadas por praderas, es decir Espino BP y QTC BP.

### Correlación entre actividades enzimáticas, N (ppm) y pH del suelo

El contenido de nitrógeno mostró correlación significativa con las enzimas celulasa ( $p < 0,01$ ), β-glucosidasa ( $p < 0,05$ ) y ureasa ( $p < 0,05$ ), no así deshidrogenasa (Cuadro 3). Las correlaciones fueron relativamente bajas. De estas enzimas sólo la ureasa tiene una relación más ligada al contenido de nitrógeno del suelo, sin embargo es la que muestra

menor correlación de las tres enzimas mencionadas. Esta enzima debiera generar una mayor disponibilidad de nitrógeno en el suelo, sin embargo, esto no se manifiesta inmediatamente debido a que el nitrógeno es usado por microorganismos, fijado por bacterias simbióticas en el caso del espino o bien utilizado por las plantas (Thompson y Troeh, 2002). No se encontró correlación entre la actividad deshidrogenasa y el contenido de nitrógeno, concordante con los resultados de Mirás *et al.* (2007). Los valores de N, se presentan en el Apéndice VI.

El pH mostró correlación positiva con la actividad deshidrogenasa y no con el resto de las enzimas (Cuadro 3). Mirás *et al.*, (2007) también encontraron una relación positiva entre el pH y la actividad deshidrogenasa, en suelos de erosión y deposición de Coruña, España. Pareciera ser que la concentración de protones afecta la reacción que cataliza la enzima deshidrogenasa, sin embargo se necesitan estudios más detallados para entender este proceso.

**Cuadro 3.** Coeficientes de correlación de *Pearson* para el contenido de N ( $\text{mg Kg}^{-1}$ ) y pH, con cada enzima.

	Deshidrogenasa	Celulasa	$\beta$ -glucosidasa	Ureasa
N ( $\text{mg Kg}^{-1}$ )	0,155 N.S.	0,391 **	0,341 *	0,305 *
pH	0,503 ***	0,101 N.S.	0,087 N.S.	-0,010 N.S.

$n= 48$  (promedio de 3 muestras de cada parcelas)

\*\*\*  $p < 0,001$ ; \*\* $p < 0,01$ ; \* $p < 0,05$ ; N.S.: no significativo.

## CONCLUSIONES

Las actividades enzimáticas medidas variaron según las situaciones vegetacionales, pero no en respuesta al grado de intervención antrópica, sino que al tipo de vegetación y más específicamente a la calidad de la hojarasca de cada especie. Las enzimas hidrolíticas: celulasa,  $\beta$ -glucosidasa y ureasa, fueron mayores en las parcelas de espino debido a la materia orgánica más lábil de éste con respecto al resto de las especies estudiadas. La enzima deshidrogenasa presentó mayores valores en las situaciones en que se encuentra presente el quillay (QTC BQ y PLQ), por lo que se presume que la materia orgánica de esta especie influye de alguna manera la actividad deshidrogenasa. Dentro de cada parcela la actividad enzimática respondió al tipo de vegetación, siendo mayor bajo árboles que arbustos, y bajo las copas que en sectores de pradera abierta.

Las actividades enzimáticas celulasa,  $\beta$ -glucosidasa, ureasa, y el COS fueron mayores en los sectores de suelo bajo las copas de árboles y arbustos, que en los sectores de pradera abierta. La enzima deshidrogenasa mostró la misma tendencia sólo de 6-12 cm de profundidad.

Las actividades enzimáticas celulasa,  $\beta$ -glucosidasa y ureasa se correlacionaron positivamente con el COS (celulasa >  $\beta$ -glucosidasa > ureasa), mientras que deshidrogenasa no mostró correlación con este.

## BILBIOGRAFÍA

- ALEF, K. and P. NANNIPIERI. 1995. Methods in applied soil microbiology and biochemistry. Academic Press. San Diego, Estados Unidos. 375 p.
- ALLISON, L. 1965. Organic carbon, Walkley and Black method: 1367-1378. *In*: Black, C. (Ed.). Methods of soil analysis. Part 2. American Society of Agronomy, Madison, Wisconsin, EEUU.
- ALVEAR, M., URRA, C., HUIQUILLAO, R., ASTORGA, M. y F. REYES. 2007. Actividades biológicas y estabilidad de agregados en un suelo del bosque templado chileno bajo dos etapas sucesionales y cambios estacionales. *Revista de la Ciencia del Suelo y Nutrición Vegetal*, 7(3): 38-50.
- BITTNER, M., ALARCÓN, J., AQUEVEQUE, P., BECERRA, J., HERNANDEZ, V., HOENEISEN, M. y M. SILVA. 2001. Estudio químico de especies de la Familia Euphorbiaceae en Chile. *Boletín de la Sociedad Chilena de Química*, 46(4).
- BITTNER, M., AGUILERA, M., HERNANDEZ, V., ALBERT, C. y J. BECERRA. 2009. Fungistatic activity of essential oils extracted from *Peumus boldus* Mol., *Laureliopsis philippiana* (Looser) Schodde and *Laurelia sempervirens* (Ruíz & Pav.) Tul. (Chilean Monimiaceae). *Chilean Journal of Agricultural Research*, 69(1): 30-37.
- BURNS, R. 1982. Enzyme activity in soil: location and possible role in microbial ecology. *Soil Biology and Biochemistry*, 14: 423-427.
- CASANOVA, M. y C. BENAVIDES. 1995. Actividad de la ureasa en suelos de la zona central de Chile. *Agricultura Técnica*, 55(2): 154-158.
- CASTILLO, F. 2005. Biotecnología ambiental. Editorial Tebar. Madrid, España. 616p.
- CATALAN, T., LARDIES, M. and F. BOZINOVIC. 2008. Food selection and nutritional ecology of woodlice in Central Chile. *Physiological Entomology*, 33: 89-94.
- CHARPENTIER, M. 1968. Degradation de la cellulose dans le sol. Mécanismes enzymatiques. *Annales de l'Institut Pasteur*, 115: 487-537.
- CONAF. 2008. Plan de manejo Reserva Nacional Roblería del Cobre de Loncha. Gobierno de Chile, Ministerio de Agricultura, Corporación Nacional Forestal. 183p.
- CONTRERAS, I. 2011. Evaluación de la actividad microbiana del suelo en formaciones vegetacionales esclerófilas de la reserva nacional roblería del cobre de Loncha bajo diferentes grados de intervención antrópica. Memoria Ingeniero Agrónomo, Mención Manejo de Suelos y Aguas. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronómicas. Santiago, Chile. 53p.

- DICK, R., RASMUSSEN, P., and E. KERLE. 1988. Influence of long-term residue management on soil enzyme activities in relation to soil chemical properties of a wheat-fallow system. *Biology and Fertility of Soils*, 6: 159-164.
- DICK, R. 1994. Soil enzyme activities as indicators of soil quality. pp: 107-124. *In*: Doran, J., Coleman, C., Bezdicsek, F. and A., Stewart. (eds). *Defining soil quality for a sustainable environment*. Soil Science Society of America, American Society of Agriculture, Madison, USA.
- DICK, A. and A. TABATABAI. 1992. Potential Use of Soil Enzymes. pp: 95-127. *In*: *Soil Microbial Ecology: Applications in Agriculture and Environmental Management*. Marcel Dekker, NY, USA.
- DKHAR, M. and R. MISHRA. 1983. Deshydrogenase and urease activities of maize (*Zea mays L.*) field soils. *Plant Soil*, 70: 327-333.
- DONOSO, C. 1993. *Bosques templados de Chile y Argentina*. Editorial Universitaria. Santiago, Chile, 484p.
- DORAN, J. and M. ZEISS. 2000. Soil health sustainability: managing the biotic component of soil quality. *Applied Soil Ecology*, 15: 3-11.
- FIORETTO, A., MUSACCHIO, A., ANDOLFI, G. and A. DE SANTO. 1998. Decomposition dynamics of litters of various pine species in a Corsican pine forest. *Soil Biology & Biochemistry*, 30: 721-727.
- EIVAZI, F. and M. TABATABAI. 1988. Glucosidases and galactosidase in soils. *Soil Biology & Biochemistry*, 20(5): 601-606.
- FUENTES, J., BOWN, H., GATICA, D. and J. PEREZ. 2010. Short-term of litter extraction on soil respiration, soil temperature and soil water content in a sclerophyll forest of central Chile, pp: 98-101. *In*: *World Congress of Soil Science, soil solutions for a changing world*. International of Soil Science. Brisbane, Australia.
- GARCÍA, C., GIL, F., HERNANDEZ, T. y C. TRASAR. 2003. *Técnicas de análisis de parámetros bioquímicos en suelos*. Ediciones Mundi Prensa, España. 373p.
- GOBERNA, M., J. SANCHEZ, J.A. PASCUAL and C. GARCÍA. 2006. Surface and subsurface organic carbon, microbial biomass and activity in a forest soil sequence. *Soil Biology & Biochemistry*, 38: 2233-2243.
- HEALT, O., ANDERSON, J. and M. SWIFT. 1997. Plant litter quality and decomposition: an historical overview, pp: 3-30. *In*: Cadish, G. and K. Giller. (eds). *Driven by nature: plant litter quality and decomposition*. Wallingford, Oxon.
- HERNANDEZ, T. y C. GARCÍA. 2003. Estimación de la respiración microbiana del suelo. pp. 311-346. *In*: García, C., Gil, F., Hernandez, T. y C. Trasar. *Técnicas de análisis de parámetros bioquímicos en suelos*. Ediciones Mundi Prensa, España. 373p.
- KANDELER, E. and H. GERBER. 1988. Short-Term assay of soil urease activity using colorimetric determination ammonium. *Biology & Fertility of Soils*, 6: 68-72.

- KEYSER, P., KIRK, T. and J. ZEIKUS. 1978. Lignolytic enzyme of *Phanaerochaete chrysosporium* synthesized in the absence of lignin in response to nitrogen starvation. *Journal of Bacteriology*, 135: 780-797.
- KEENEY, D. and J. BREMNER. 1966. Comparison and evaluation of laboratory methods of obtaining and index of soil nitrogen availability. *Agricultural Journal*, 59: 498-503.
- LEHNINGER, A. 1978. Enzimas de oxidación-reducción y transporte electrónico. Pp: 487-518. *In: Lehninger, A. (Ed.). Bioquímica, 2ª Edición. Editorial Omega S.A., Barcelona.*
- MA, X., CHEN, L., CHEN, Z., WU, Z., ZHANG, L. and Y. ZHANG. 2010. Soil glycosidase activity and water soluble organic carbon under different land use types. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 10(2): 93-101.
- MARTÍNEZ, E., FUENTES, J. y E. ACEVEDO. 2008. Carbono orgánico y propiedades del suelo. *Revista de la Ciencia del Suelo y Nutrición Vegetal*, 8(1): 68-96.
- MARTÍNEZ, I., ZAGAL, E., OVALLE, C., COUTEAUX, M., STOLPE, N. and N. VALDERRAMA. 2010. Litter decomposition of *Acacia Caven* (Molina) Molina and *Lolium multiflorum* Lam. In Mediterranean climate ecosystems. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 70(3): 454-464.
- von MERSI, W. and F. SHINNER. 1991. An improved and accurate method for determining the dehydrogenase activity of soils with iodinitrotetrazolium chloride. *Biology and Fertility of Soils*, 11: 216-220.
- MIRÁS, J., SANDE, P. y E. VIDAL. 2007. Actividad deshidrogenasa en dos posiciones topográficas de un suelo de cultivo. *Cuadernos Laboratorio Xerológico de Laxe*, 32: 151-163.
- MUÑOZ, C., OVALLE, C. and E. ZAGAL. 2007. Distribution of soil organic carbon stock in an Alfisol profile in Mediterranean Chilean ecosystems. *Soil Science and Plant Nutrition*, 7: 15-27.
- MUÑOZ, C., MONREAL, C.M., SCHNITZER, M. and E. ZAGAL. 2008. Influence of *Acacia Caven* (Mol) coverage on carbon distribution and its chemical composition in soil carbon fractions in a Mediterranean-type climate region. *Geoderma*, 144: 352-360.
- ORTEN, J. and O. NEUHAUS. 1970. *Biochemistry*. 8<sup>va</sup> Edición, Editorial ST. Louis. 861p.
- PEPPER, I., GERBA, C. and J. BRENDENCKE. 1995. *Environmental microbiology: a laboratory manual*. Academic Press, California, Estados Unidos. 175p.
- QUIROZ, M. 2007. Evaluación de la actividad enzimática en su relación con el C orgánico y con la actividad respiratoria microbiana en un Andisol con distintas rotaciones. Memoria Ingeniero Agrónomo, Mención Manejo de Suelos y Aguas. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronómicas. Santiago, Chile. 31p.

- ROSS, J. 1971. Some factors affecting the estimation of deshydrogenase activities of some soil under pasture. *Soil Biology and Biochemistry*, 3: 97-110.
- ROSSEL, D., TARRADELLAS, J., BITTON, G. and J. MOREL. 1997. Use of enzymes in ecotoxicology: a case for dehydrogenase and hydrolytic enzymes. pp: 179-192. *In: Tarradellas, J., Bitton, G. and D. Rossel. (eds). Soil Ecotoxicology. CRC-Press, Boca Ratón FL, Estados Unidos.*
- SALAZAR, S. 2008. Estudio de procesos ecológicos para el desarrollo sostenible del castaño (*Castanea sativa* Mill.) de la Sierra de Francia. Tesis Doctoral. Universidad de Salamanca, Departamento de Biología Animal, Ecología, Parasitología, Edafología y Química Agrícola. Salamanca, España. 327p.
- SCHINNER, F. and W. von MERSE. 1990. Xylanase, CM-cellulase and Invertase activity in soil: an improved method. *Soil Biology and Biochemistry*, 22(4): 511-515.
- SKUJINS, J. 1973. Deshydrogenase: An indicator of biological activities in arid soil. *Bulletin of Ecological Research Communications (Stockholm)*, 17: 235-241.
- SWIFT, M., HEAL, O. and J. ANDERSON. 1979. Decomposition in terrestrial ecosystems. University of California, Estados Unidos. 372p.
- SWIFT, R. 2001. Sequestration of carbon by soil. *Soil Science*, 166: 858-871.
- TENORIO, R., TERRAZAS, E., ALVAREZ, M., VILLA, J. y P. MOLLINEDO. 2010. Concentrado de saponinas de *Chenopodium Quinoa* y *Caiphora andina*: alternativas como biocontroladores de hongos fitopatógenos. *Revista Boliviana de Química*, 27(1): 33-40.
- THOMPSON, L. and R. TROEHL. 2002. Los suelos y su fertilidad. 2ª Edición, Editorial Reverté. Barcelona, España. 657p.
- TURNER, B., HOPKINS, D., HAYGARTH, P. and N. OESTLE. 2002.  $\beta$ -Glucosidasa activity in pasture soils. *Applied Soil Ecology*, 20: 157-162.
- VISSUETTI, S. y S. ZYDDI. 2004. Evaluación de dos métodos para determinar la retención de extractos de quillay en el suelo y evaluación del efecto de control de este sobre *Gaeumannomyces graminis* var. tritici en trigo. *In: INIA*, 834: 23 p.
- WRIGHT, C. and D. COLEMAN. 2000. Cross-site comparison of soil microbial biomass, soil nutrient status, and nematodetrophic groups. *Pedobiología*, 44: 2-23.
- ZAGAL, E., RODRIGUEZ, N., VIDAL, I. y L. QUEZADA. 2002. Actividad microbiana en un suelo de origen volcánico bajo distinto manejo agronómico. *Agricultura Técnica*, 62(2): 297-309.

## ANEXOS Y APÉNDICES

### Anexo

**Anexo I.** Valores de parámetros que indican facilidad de descomposición de hojarasca de distintas especies estudiadas.

Especie	C/N	Celulosa	Hemicelulosa	Lignina
		%	%	%
<i>Acacia caven</i> (Molina) Molina	25	15	20	28
<i>Quillaja saponaria</i> Molina	61,5	22	-	37,1
<i>Colliguaja odorífera</i> Molina	52,8	12,7	-	17,8
<i>Lithraea caustica</i> (Molina) Hook & Arn.	52,4	21,6	-	47,1

Fuente: Catalán *et al.* (2008) y Martínez *et al.* (2010).

### Apéndices

**Apéndice I.** Datos de ubicación geográfica, altitud y exposición de las parcelas.

Parcela	Coordenada*		Altitud	Exposición
	UTM			
	Latitud	Longitud	m.s.n.m.	
PEU (R1)	319420	6219591	846	Norte
PEU (R2)	318559	6219821	760	Norte
PEU (R3)	315153	6219269	529	Norte
PLQ (R1)	309693	6221698	293	Norte
PLQ (R2)	306136	6231361	356	Norte
PLQ (R3)	313544	6230401	741	Norte
QTC (R1)	314431	6219350	470	Norte
QTC (R2)	319212	6219538	834	Norte
QTC (R3)	309989	6221496	335	Norte
ESP (R1)	312280	6220243	346	Norte
ESP (R2)	313101	6219760	450	Norte
ESP (R3)	314345	6219375	466	Norte

\*Coordenadas del centro de la parcela.

**Apéndice II.** Características Físicas y Morfológicas de los pedones de las parcelas bajo estudio.

Profundidad (cm)	<b>Parcela PEU (R1)</b>
	Características Físicas y Morfológicas del Pedón
0 – 22 A	7,5R 2,5/1 en húmedo; franco arcillo arenoso; ligeramente adhesivo y ligeramente plástico; bloques subangulares moderados gruesos; raíces medias abundantes; poros finos abundantes; presencia de micas; límite lineal claro.
22 – 43 B1	7,5YR 2,5/1 en húmedo; franco arenoso; ligeramente adhesivo y ligeramente plástico; bloques subangulares moderados gruesos; raíces medias abundantes; poros medios abundantes; presencia de micas; límite lineal claro.
43 – 61 B2	10YR 2/1 en húmedo; franco arenoso; ligeramente adhesivo y ligeramente plástico; bloques subangulares moderados débiles; raíces medias comunes; poros medios abundantes; presencia de micas.

Profundidad (cm)	<b>Parcela PEU (R2)</b>
	Características Físicas y Morfológicas del Pedón
0 – 10 A	5YR 2,5/2 en húmedo; franco; ligeramente plástico y no adhesivo; bloques subangulares débiles medios; raíces finas abundantes y medias comunes; poros finos abundantes; límite lineal claro.
10 – 28 B1	5YR 2,5/2 en húmedo; franco arenoso; ligeramente plástico y no adhesivo; bloques subangulares gruesos moderados; raíces medias abundantes; poros medios comunes; límite lineal claro.
28 – 37 B2	7,5YR 3/2 en húmedo; franco arcillo arenoso; moderadamente plástico y moderadamente adhesivo; bloques subangulares moderados medios y gruesos; raíces medias pocas; poros finos comunes.

Profundidad (cm)	<b>Parcela PEU (R3)</b>
	Características Físicas y Morfológicas del Pedón
0 – 8 A	10YR 2/2 en húmedo; franco arenoso; ligeramente plástico y ligeramente adhesivo; bloques subangulares débiles medios y granular débiles finos; raíces finas y medias abundantes; poros finos abundantes; límite lineal claro.
8 – 28 B1	7,5YR 3/3 en húmedo; franco francoso; no plástico y no adhesivo; bloques subangulares débiles finos; raíces finas comunes; poros medios comunes; pedregosidad 20%; límite lineal claro.

Profundidad (cm)	<b>Parcela PLQ (R1)</b>
	Características Físicas y Morfológicas del Pedón
0 – 4 A	10YR 3/3 en húmedo; franco arenoso; ligeramente plástico y ligeramente adhesivo; bloques subangulares fuertes gruesos y granular moderado medio; raíces medias abundantes; poros medios abundantes; límite lineal claro.
4 – 30 B1	10YR 3/3 en húmedo; franco arenoso; ligeramente plástico y ligeramente adhesivo; raíces medias y gruesas abundantes; poros medios abundantes y gruesos pocos; límite lineal claro.
30 – 53 B2	10YR 3/3 en húmedo; franco arenoso; moderadamente plástico y moderadamente adhesivo; raíces medias comunes; poros medios comunes; pedregosidad 50%.
28 – 55 B3	7,5YR 3/2 en húmedo; franco francoso; no plástico y no adhesivo; sin grado estructural (grano simple); raíces medias pocas; poros medios abundantes; pedregosidad 40 %.

<b>Profundidad (cm)</b>	<b>Parcela PLQ (R2)</b> Características Físicas y Morfológicas del Pedón
0 – 5 A	7,5YR 2,5/3 en húmedo; franco arcillo arenoso; ligeramente plástico y ligeramente adhesivo; bloques subangulares moderados gruesos; raíces medias abundantes; poros medios y gruesos abundantes; limite lineal claro.
5 – 28 B1	5YR 3/3 en húmedo; franco arcillo arenoso; ligeramente plástico y ligeramente adhesivo; bloques subangulares moderados gruesos; raíces gruesas abundantes; poros medios y gruesos abundantes; limite lineal claro.
28 – 45 B2	7,5YR 3/4 en húmedo; arena franco; ligeramente plástico y ligeramente adhesivo; bloques subangulares moderados finos; raíces medias y gruesas abundantes; poros medios abundantes y gruesos comunes; pedregosidad 50%.

<b>Profundidad (cm)</b>	<b>Parcela PLQ (R3)</b> Características Físicas y Morfológicas del Pedón
0 – 9 A	5YR 3/2 en húmedo; franco limoso; ligeramente plástico y ligeramente adhesivo; bloques subangulares débiles medios y granular débil medio; raíces finas comunes y medias abundantes; poros medios abundantes; limite lineal claro.
9 – 27 B1	5YR 3/2 en húmedo; franco arcillo arenoso; moderadamente plástico y ligeramente adhesivo; bloques subangulares moderados medios; raíces medias abundantes y gruesas pocas; poros medios abundantes; limite lineal claro.
27 – 43 B2	5YR 3/3 en húmedo; franco arcillo arenoso; moderadamente plástico y ligeramente adhesivo; bloques subangulares medios moderados; raíces medias abundantes y muy gruesas pocas; poros medios comunes y finos abundantes; pedregosidad 20%; limite lineal claro.

<b>Profundidad (cm)</b>	<b>Parcela QTC (R1)</b> Características Físicas y Morfológicas del Pedón
0 – 19 Ap	7,5YR 3/2 en húmedo; franco; muy plástico y ligeramente adhesivo; bloques subangulares fuertes medios y gruesos; raíces medias abundantes; poros finos pocos; limite lineal claro.
19 -34 B1	7,5YR 3/2 en húmedo; arcilloso; muy plástico y muy adhesivo; bloques subangulares fuertes medios y gruesos; raíces medias abundantes y gruesas pocas; poros finos pocos; ausencia de carbonatos; pedregosidad 50%; limite lineal claro.
34 – 48 B2	7,5YR 3/2 en húmedo; arcilloso; muy plástico y muy adhesivo; bloques subangulares fuertes medios; raíces medias pocas; poros finos pocos; pedregosidad 60%.

<b>Profundidad (cm)</b>	<b>Parcela QTC (R2)</b> Características Físicas y Morfológicas del Pedón
0 – 22 Ap	5YR 3/4 en húmedo; franco arcillo limoso; ligeramente plástico y ligeramente adhesivo; bloques subangulares moderados medios; raíces finas comunes; poros medios abundantes; presencia de micas; limite lineal claro.
22 – 39 B1	7,5YR 4/4 en húmedo; franco arcillo limoso; moderadamente plástico y ligeramente adhesivo; bloques subangulares moderados medios; raíces medias comunes; poros medios comunes; presencia de micas; limite lineal claro.
39 – 60 B2	7,5YR 4/6 en húmedo; franco arcillo arenoso; ligeramente plástico y ligeramente adhesivo; bloques subangulares moderados medios; raíces gruesas comunes; poros gruesos comunes; presencia de micas.

<b>Profundidad (cm)</b>	<b>Parcela QTC (R3)</b> Características Físicas y Morfológicas del Pedón
0 – 21 Ap	7,5YR 3/2 en húmedo; franco arenoso; ligeramente plástico y ligeramente adhesivo; bloques subangulares débiles finos y granular débil medio; raíces finas abundantes; poros finos abundantes; presencia de carbones; limite lineal claro.
21 – 38 B1	5YR 3/3 en húmedo; franco arcillo arenoso; moderadamente plástico y moderadamente adhesivo; bloques subangulares moderados medios; raíces gruesas comunes; poros medios abundantes; presencia de carbones; limite lineal claro.
38 – 57 B2	5YR 3/3 en húmedo; arcillo arenoso; muy plástico y muy adhesivo; bloques subangulares fuertes medios; raíces medias comunes; poros medios comunes; presencia de carbones; iluviación de arcillas.

<b>Profundidad (cm)</b>	<b>Parcela ESP (R1)</b> Características Físicas y Morfológicas del Pedón
0 – 26 B1t	2,5YR 3/4 en húmedo; arcilloso con grava; muy plástico y muy adhesivo; bloques subangulares medios y gruesos fuertes; raíces finas comunes; poros finos comunes; iluviación de arcillas; limite líneas difuso.
26 – 35 B2t	2,5YR 3/4 en húmedo; arcilloso sin gravas; muy plástico y muy adhesivo; bloques subangulares moderados medios; raíces finas pocas; poros finos comunes; iluviación de arcillas; pedregosidad 50%.

<b>Profundidad (cm)</b>	<b>Parcela ESP (R2)</b> Características Físicas y Morfológicas del Pedón
0 – 22 B1t	2,5YR 3/4 en húmedo; arcilloso con gravas; muy plástico y muy adhesivo; bloques subangulares medios y gruesos fuertes; raíces finas pocas; poros finos pocos; iluviación de arcillas; limite lineal difuso.
22 – 31 B2t	2,5YR 3/6 en húmedo; arcilloso sin gravas; muy plástico y muy adhesivo; sin estructura (masivo); raíces finas pocas; poros finos pocos; iluviación de arcillas.

<b>Profundidad (cm)</b>	<b>Parcela ESP (R3)</b> Características Físicas y Morfológicas del Pedón
0 – 30 B1t	5YR 3/3 en húmedo; arcilloso; muy plástico y muy adhesivo; bloques subangulares medios y gruesos fuertes; raíces finas pocas; poros finos pocos; pedregosidad 40%; limite lineal claro.
30 – 49 B2t	5YR 3/3 en húmedo; arcilloso; muy plástico y muy adhesivo; bloques subangulares medios y gruesos fuertes; raíces finas pocas; poros finos pocos; pedregosidad 60%.

**Apéndice III.** Propiedades físicas y químicas de los suelos de cada parcela bajo estudio.

<b>Situación</b>	<b>pH H<sub>2</sub>O</b>	<b>CIC</b>	<b>Fertilidad</b>			<b>Granulometría</b>			<b>C. Textural</b>
(Repetición)	(1:1)	cmol <sup>+</sup> Kg <sup>-1</sup>	mg Kg <sup>-1</sup>			(% en peso)			
			N	P	K	a	L	A	
PEU (R1)	5,8	0,2	5,0	12,9	43,6	79,1	18,0	2,9	aF
PEU (R2)	5,5	36,7	14,6	22,0	308,4	70,1	26,8	3,2	Fa
PEU (R3)	6,0	39,5	2,8	23,7	317,0	67,1	24,2	8,8	FA
PLQ (R1)	6,3	19,9	7,1	26,7	232,8	52,8	31,3	15,9	F
PLQ (R2)	6,0	23,5	10,0	7,4	190,5	53,4	32,3	14,3	Fa
PLQ (R3)	5,5	33,3	10,9	10,6	254,8	68,9	26,9	4,2	Fa
QTC (R1)	5,8	0,1	7,9	6,2	67,5	52,6	39,0	8,7	Fa
QTC (R2)	5,4	0,1	7,7	5,4	26,3	62,0	28,5	9,5	Fa
QTC (R3)	5,6	26,3	7,2	38,8	132,9	44,8	33,1	22,1	F
ESP (R1)	6,1	24,3	6,5	1,7	114,5	44,4	36,0	19,6	F
ESP (R2)	5,5	24,2	14,4	0,5	221,7	39,5	43,4	17,1	F
ESP (R3)	5,7	29,0	13,7	8,4	271,8	34,9	50,6	14,6	FL

**Apéndice IV.** Valores de porcentajes de cobertura por parcela.

<b>Parcela</b>	<b>Cobertura (%)</b>
PEU	84,7 ± 4,2
PLQ	80,1 ± 1,8
QTC	47,8 ± 10,9
ESP	23,7 ± 3,5

\* Promedio y Desviación Estándar (n=3).

**Apéndice V.** Valores <sup>a</sup> de actividad enzimática y carbono orgánico del suelo (COS) en las distintas situaciones vegetacionales por profundidad de muestreo.

Situación/ Profundidad	COS	Deshidrogenasa	Celulasa	$\beta$ -glucosidasa	Ureasa
	%	$\mu\text{g TPF g}^{-1} \text{h}^{-1}$	$\mu\text{g glucosa g}^{-1} \text{h}^{-1}$	$\mu\text{g PNF g}^{-1} \text{h}^{-1}$	$\mu\text{g NH}_4\text{-N g}^{-1} \text{h}^{-1}$
<b>0-6 cm</b>					
Espino BE	5,10 $\pm$ 0,39 <b>bcd</b>	55,69 $\pm$ 24,3	50,33 $\pm$ 2,99 <b>a</b>	1192,87 $\pm$ 65,21 <b>a</b>	128,69 $\pm$ 10,56
Espino BP	3,20 $\pm$ 0,71 <b>de</b>	58,22 $\pm$ 4,3	34,33 $\pm$ 9,48 <b>bcd</b>	661,01 $\pm$ 157,92 <b>bc</b>	156,62 $\pm$ 46,62
QTC BQ	6,39 $\pm$ 0,68 <b>abc</b>	57,68 $\pm$ 9,5	47,00 $\pm$ 4,42 <b>ab</b>	1067,86 $\pm$ 252,69 <b>ab</b>	136,42 $\pm$ 37,67
QTC BT	4,85 $\pm$ 0,80 <b>bcde</b>	55,01 $\pm$ 18,2	35,90 $\pm$ 3,52 <b>abcd</b>	818,04 $\pm$ 86,18 <b>abc</b>	93,41 $\pm$ 5,231
QTC BC	4,00 $\pm$ 1,05 <b>cde</b>	42,02 $\pm$ 12,7	27,48 $\pm$ 3,96 <b>cd</b>	550,81 $\pm$ 101,51 <b>c</b>	75,30 $\pm$ 4,423
QTC BP	2,53 $\pm$ 0,45 <b>e</b>	56,08 $\pm$ 17,7	22,44 $\pm$ 1,65 <b>d</b>	561,78 $\pm$ 133,38 <b>c</b>	94,44 $\pm$ 14,76
PLQ	6,84 $\pm$ 1,42 <b>ab</b>	54,81 $\pm$ 17,1	43,78 $\pm$ 7,27 <b>ab</b>	854,08 $\pm$ 76,04 <b>abc</b>	96,57 $\pm$ 19,04
Peumo	8,04 $\pm$ 0,51 <b>a</b>	39,39 $\pm$ 17,6	39,31 $\pm$ 1,52 <b>abc</b>	874,46 $\pm$ 136,93 <b>abc</b>	91,58 $\pm$ 11,12
<b>Profundidad 6-12 cm</b>					
Espino BE	2,34 $\pm$ 0,41 <b>bcd</b>	41,99 $\pm$ 2,7 <b>bc</b>	18,22 $\pm$ 4,79 <b>abc</b>	559,79 $\pm$ 46,65	51,93 $\pm$ 3,86
Espino BP	1,52 $\pm$ 0,17 <b>d</b>	30,40 $\pm$ 1,1 <b>c</b>	12,85 $\pm$ 2,81 <b>bcd</b>	285,46 $\pm$ 66,23	38,77 $\pm$ 1,55
QTC BQ	3,48 $\pm$ 0,07 <b>ab</b>	76,74 $\pm$ 3,9 <b>a</b>	21,41 $\pm$ 2,64 <b>a</b>	493,54 $\pm$ 168,82	75,69 $\pm$ 5,76
QTC BT	3,05 $\pm$ 0,55 <b>abc</b>	46,47 $\pm$ 23,3 <b>bc</b>	15,09 $\pm$ 1,76 <b>abcd</b>	445,87 $\pm$ 146,82	54,41 $\pm$ 2,76
QTC BC	1,95 $\pm$ 0,32 <b>cd</b>	26,39 $\pm$ 5,3 <b>c</b>	10,01 $\pm$ 0,94 <b>cd</b>	189,59 $\pm$ 58,99	26,17 $\pm$ 0,13
QTC BP	1,31 $\pm$ 0,17 <b>d</b>	22,75 $\pm$ 8,8 <b>c</b>	7,80 $\pm$ 2,40 <b>d</b>	177,27 $\pm$ 62,02	28,00 $\pm$ 3,59
PLQ	3,65 $\pm$ 0,81 <b>a</b>	61,64 $\pm$ 4,0 <b>ab</b>	23,31 $\pm$ 2,53 <b>a</b>	259,57 $\pm$ 47,68	60,79 $\pm$ 2,71
Peumo	4,02 $\pm$ 0,20 <b>a</b>	39,98 $\pm$ 8,0 <b>bc</b>	20,24 $\pm$ 2,73 <b>ab</b>	290,77 $\pm$ 54,98	31,58 $\pm$ 2,13

<sup>a</sup>Valores representan la media calculada  $n=3 \pm$  error estándar. \* Prueba de comparaciones múltiples de Fisher al existir diferencias significativas entre tratamientos (Los análisis estadísticos se llevaron a cabo por separado para cada profundidad).

**Apéndice VI.** Valores de nitrógeno y pH por situación vegetacional

Situación	N (mg Kg <sup>-1</sup> )		pH (H <sub>2</sub> O)	
	Profundidad		Profundidad	
	0-6	6-12	0-6	6-12
	Prom $\pm$ EE.	Prom $\pm$ EE.	Prom $\pm$ EE.	Prom $\pm$ EE.
ESP BE	12,7 $\pm$ 4,7	8,8 $\pm$ 4,5	5,8 $\pm$ 0,2	5,9 $\pm$ 0,1
ESP BP	12,9 $\pm$ 8,0	5,3 $\pm$ 0,4	5,8 $\pm$ 0,1	5,9 $\pm$ 0,1
QTC BQ	17,8 $\pm$ 5,2	12,4 $\pm$ 4,0	6,2 $\pm$ 0,2	6,3 $\pm$ 0,3
QTC BT	35,2 $\pm$ 19,8	18,1 $\pm$ 10,0	6,1 $\pm$ 0,4	6,0 $\pm$ 0,4
QTC BC	20,0 $\pm$ 7,9	6,1 $\pm$ 1,8	5,8 $\pm$ 0,4	5,9 $\pm$ 0,3
QTC PR	17,1 $\pm$ 2,9	15,3 $\pm$ 6,3	5,7 $\pm$ 0,3	5,9 $\pm$ 0,1
PLQ	22,6 $\pm$ 15,9	11,8 $\pm$ 5,2	6,1 $\pm$ 0,0	6,0 $\pm$ 0,1
PEU	15,7 $\pm$ 7,8	6,8 $\pm$ 1,2	5,8 $\pm$ 0,0	5,9 $\pm$ 0,0

Promedio (Prom) y Error Estandar (EE) obtenidos de  $n=3$  (un valor por parcela).