

Universidad Nacional de La Plata
Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales



Trabajo final de carrera:

Evaluación de la microbiota de suelo en cultivo de arándanos, bajo diversas coberturas de superficie

Área: Microbiología de suelo

Alumno: Echever Daniel N° de legajo 25951/8

echeverdaniel@gmail.com 2216259523

Directora: Graciela Pastorino

Co directora: Gabriela Morelli

Fecha de entrega: 27/04/2023

Indicé

2. INTRODUCCIÓN	4
Generalidades del Arándano	4
La planta	4
Plantación y pautas de manejo del suelo	5
Ciclo vegetativo y reproductivo de la variedad O´Neal en La Plata	7
Materiales empleados en las coberturas (mulching)	7
Actividad microbiológica del suelo. Evaluación	8
Cultivo de arándanos en la Estación Hirschhörn	10
3. HIPÓTESIS	11
4. OBJETIVO GENERAL:	11
Objetivos específicos:	11
5. MATERIALES Y METODOS	12
Instalación de los tratamientos:	12
Muestreo del suelo	13
Actividad respiratoria	14
Recuento de grupos funcionales, por el método del Número Más Probable (NMP):	15
Placas Biolog®	15
Evaluación de pH de suelo:	16
Rendimiento de frutos:	16
6. RESULTADOS y DISCUSIÓN	17
Actividad respiratoria	17
NMP de los grupos funcionales Celulíticos y Nitrificadores	18
<i>Celulíticos</i>	18
<i>Nitritadores (Ni)</i>	20
<i>Nitratadores (Na)</i>	21
PH	22
Placas Biolog	23
Rendimiento	23
Consideraciones finales	25
7. CONCLUSIONES	26
8. BIBLIOGRAFIA	27
9. ANEXO	31

1. RESUMEN

El arándano (*Vaccinium* sp.) es un frutal perteneciente a la familia de las Ericáceas y constituye un grupo de especies ampliamente distribuidas por el hemisferio norte, en Argentina se produce principalmente en las regiones del noroeste, noreste y central. La planta es de crecimiento arbustivo con raíces de aspecto fibroso. Alrededor del 80% se localizan en los primeros 40 cm, lo que las vuelve dependientes de una provisión constante de humedad y de la necesidad de contar con una capa superficial de suelo suelto y bien aireado que permita el desarrollo de una abundante cabellera. Para su cultivo se recomienda utilizar una cubierta sobre la hilera.

La cobertura de la superficie del suelo, también conocido como acolchado o *mulching*, es una técnica de manejo que se utiliza para proteger los suelos agrícolas, aportando diversos beneficios en el desarrollo del cultivo. Con el objetivo de evaluar el efecto de diferentes tipos de coberturas sobre la microflora del suelo y determinar cómo incide en el rendimiento de plantaciones de arándanos, se llevó a cabo un ensayo en el cultivo implantado en la Estación Experimental Julio Hirschhörn, perteneciente a la Facultad de Agronomía de la Universidad de La Plata. Los tratamientos fueron: cobertura de chips (Ch), cobertura de pinocha (Pi), cobertura de plástico negro (PI) y un testigo sin cobertura (T). Se evaluaron: las modificaciones en el número y actividad respiratoria de los microorganismos del suelo a lo largo de las estaciones del año y se registró el rendimiento total de fruto por tratamiento.

Los tratamientos con instalación de coberturas evaluados mostraron mejor actividad respiratoria que el testigo, mejor dinámica de microorganismos totales, repercutiendo en mayor rendimiento de frutos.

2. INTRODUCCIÓN

Generalidades del Arándano.

El arándano (*Vaccinium* sp.) es un frutal perteneciente a la familia de las Ericáceas y constituye un grupo de especies ampliamente distribuidas por el hemisferio norte, básicamente por Norteamérica, Europa Central y Eurasia, encontrándose también en América del Sur, y unas pocas especies en África y Madagascar (Strik & Finn, 2008).

De las 30 especies que constituyen el género *Vaccinium*, sólo un pequeño grupo de ellas tienen importancia comercial. Se destacan *V. corymbosum* L. (conocidos como arándano alto), que representa aproximadamente el 80% del total de la superficie cultivada, seguido en importancia por *V. ashei* R. (conocido también como Ojo de Conejo), con una participación del 15% aproximadamente. Entre el 5% restante se destacan *V. angustifolium* A. y algunos híbridos de *V. angustifolium* x *V. corymbosum* (Gordó, 2011).

En Argentina el arándano se produce en mayor proporción en el NOA (Noroeste Argentino: Tucumán, Salta), en el Este y Centro argentino (Entre Ríos, Buenos Aires, Córdoba, Santa Fé) y en menor proporción en el Sur (Chubut, Río Negro).

Las principales variedades de arándano cultivadas en la región Centro hasta el 2011 eran O'Neal y Misty con el 60% de la superficie plantada (Rivadeneira, 2012), las cuales muestran un buen comportamiento agronómico. Sin embargo, en los últimos años se ha observado un recambio varietal. Entre los nuevos materiales genéticos se encuentran Emerald, Snowchaser, Star y Jewel. Con estas nuevas variedades los productores buscan extender el calendario de cosecha y aumentar la calidad del fruto.

La planta

La planta es de crecimiento arbustivo, según el cultivar la altura varía entre los 0,5 m a los 5 m de altura.

Raíces: Las raíces de los arándanos tienen un aspecto fibroso y se sitúa 80% en los primeros 40 cm, lo que las vuelve dependientes de una provisión constante de humedad y de la necesidad de contar con una capa superficial de suelo suelto y bien aireado que permita el desarrollo de una abundante cabellera. En condiciones naturales las raíces están asociadas a micorrizas específicas, con las cuales mantienen una relación de mutuo beneficio (simbiosis).

Entre las raíces y la parte aérea se encuentra la corona, que tiene la capacidad de emitir brotes, promoviendo la continua renovación de la parte aérea de la planta.

Tallo: Nacen de la base de la planta. Son de color marrón anaranjado (según la variedad) y llevan las yemas vegetativas y florales. Su grosor depende de la edad de la planta y de su ubicación dentro de ella. La ramificación es abundante.

Hojas: Son alternas con pecíolos cortos, forma elíptica-lanceoladas, de un color verde pálido a muy intenso según cultivar, ligeramente dentadas y finamente nervadas por el envés. Es un arbusto parcialmente caducifolio.

Flores: Poseen corola blanca o rosada. Se disponen en racimos generalmente axilares, en racimos de 6 a 10 en cada yema, las flores se diferencian en las yemas terminales de las ramillas cuando se detiene el crecimiento vegetativo al inicio del otoño.

Fruto: El fruto es una baya casi esférica, que dependiendo de la especie y cultivar, puede variar en tamaño de 0,7 a 1,5 centímetros de diámetro, y en color desde azul claro hasta negro. La epidermis del fruto está cubierta por secreciones cerosas, que le dan una terminación muy atractiva. Tiene un sabor particular, dulce y ligeramente ácido a la vez (Gordó, 2011).

Plantación y pautas de manejo del suelo

En Argentina el cultivo se maneja generalmente con incorporación de materia orgánica previo a la plantación y con acidificación del suelo si es necesario. El pH óptimo sugerido está comprendido entre 4,5-5,2 (Williamson & Lyrene, 1994). Debido a sus raíces muy superficiales, el arándano es sensible tanto al déficit como el exceso de agua, por consiguiente, es necesario contar con un sistema de riego. El más utilizado en la zona es el riego por goteo. Además de satisfacer la demanda hídrica, el riego por goteo puede utilizarse para fertilizar y realizar un control del pH.

Por ser una especie caducifolia, la implantación se realiza cuando las plantas se encuentran en receso durante el período otoño / invierno. En la elección de la planta, se debe optar por las que cuenten con un sistema de raíces blancas, de buen desarrollo y que no haya permanecido más de dos años en vivero.

En la preparación del terreno se recomienda confeccionar camellones de aproximadamente 30 - 50 cm de alto y 1 m de ancho, acondicionar su textura y estructura con aserrín de pino grueso, corteza de pino, cascarilla de arroz o viruta en dosis que van entre 200 a 800 m³ /ha, o bien usar compost u otras enmiendas orgánicas que permitirán que las raíces exploren libremente la superficie, cubriendo los espacios con raíces. Se debe reestructurar el camellón cada 3 años, pasando una rastra entre los lomos y aporcando sobre el camellón, agrupando alrededor de las raíces suelo, generalmente, de mayor calidad (Undurraga, 2013).

Además, es importante determinar la estrategia de manejo para el control de malezas ya que las mismas reducen el rendimiento debido a la competencia

por agua, nutrientes, luz y espacio. El rendimiento del cultivo es afectado por el grado de competencia, que está determinado, entre otros factores, por las especies de malezas más numerosas. Esto provoca que el efecto pueda variar de año en año, dependiendo de las poblaciones y comunidades que son determinadas por las condiciones medio ambientales (Pedreros & Rebolledo, 2007).

Entre las estrategias aplicadas, el uso de cubiertas permite controlar malezas, mantener la humedad del suelo y optimizar la calidad del fruto, ya que lo protege del contacto directo con el suelo y mantiene la fertilidad del suelo haciendo un menor uso de productos de síntesis (Undurraga, 2013). Por consiguiente, para el camellón es adecuado utilizar una cubierta o mulching sobre hilera que puede ser plástica (polietileno o malla anti maleza) u orgánica (paja, corteza de pino u otra de origen biológico), ya que permite mantener la temperatura del suelo relativamente constante durante el año: evita pérdidas bruscas de calor durante el invierno y aumento de la temperatura del suelo durante el verano. Como consecuencia se observa un mayor desarrollo de raíces.

En cuanto a la fertilización, si se compara al arándano con otros frutales, puede calificarse como de bajo requerimiento nutricional, posiblemente debido a que ha evolucionado en suelos con bajas concentraciones de nutrientes, siendo capaz de sobrevivir en condiciones de escasa fertilidad. Sin embargo, con el tiempo y la selección de cultivares más productivos y de mejor calidad de fruto, se ha demostrado que, para un rápido crecimiento de las plantas jóvenes y una buena producción de las plantas adultas, es necesario un adecuado plan de fertilización (Krewer & Nesmith, 2008). Además, por su sensibilidad a la salinidad puede ser dañado si los fertilizantes se aplican en exceso, razón por la que se aplican en forma fraccionada. Por consiguiente, las mayores exigencias están en el pH y la fertilidad física.

El arándano, a diferencia de la mayoría de las plantas, absorbe y utiliza más eficientemente el nitrógeno en la forma amonio que en la forma nitrato por lo que se recomienda la utilización de fertilizantes que contengan nitrógeno amoniacal (sulfato de amonio, sulfato de magnesio, urea). El sulfato de amonio es el más utilizado ya que al mismo tiempo aporta nitrógeno y actúa como reductor del pH. El nitrógeno se aplica en dos oportunidades: la primera al abrirse las yemas y la segunda seis semanas después de la primera. Las aplicaciones se pueden realizar a través del sistema de riego o al voleo y luego incorporarlo a través del riego. Si los arbustos maduros (seis o más años en el campo) muestran bajo vigor se recomienda realizar una fertilización tarde en el otoño destinada a que las plantas acumulen reservas y se produzca un rápido crecimiento o en la primavera (García Rubio, 2018)

Ciclo vegetativo y reproductivo de la variedad O'Neal en La Plata

En el lugar del ensayo la floración de la variedad O'Neal comienza mediados del invierno (julio) y se prolonga por 4 a 6 semanas. Hacia el final del invierno - comienzo de la primavera la ruptura de las yemas vegetativas da origen al primer periodo de crecimiento vegetativo, el cual se extiende hasta mediados de diciembre. El desarrollo de los frutos es un proceso que lleva aproximadamente 3 meses hasta la cosecha, que ocurre en el mes de octubre y se extiende hasta mediados de diciembre, dependiendo de las condiciones climáticas (Morelli et al., 2018). La inducción de las yemas florales ocurre poco tiempo después de finalizada la cosecha hacia fines de diciembre. El segundo crecimiento vegetativo es producido por los denominados brotes de verano que surgen de las yemas axilares formadas en los brotes de primavera (Pescie et al., 2011). Luego de la cosecha y hasta la entrada en reposo la planta posee un periodo de aproximadamente 3 meses (mediados de diciembre a fines de marzo) para desarrollar sus brotes, sistema radical, formar y acumular reservas.

Materiales empleados en las coberturas (mulching)

Diferentes materiales son empleados como coberturas o *mulchings* y se han encontrado que tienen diversos efectos sobre las características fisicoquímicas del suelo, las comunidades bacterianas y fúngicas y las funciones del ecosistema edáfico. Sin embargo, la información sobre la diversidad microbiana del suelo, la estructura de la comunidad y la función del ecosistema es escasa.

Algunos autores, (Wenyi Dong et al., 2017); encontraron efectos positivos de las coberturas plásticas en las propiedades fisicoquímicas del suelo. Además, la aplicación de la película plástica provocó un aumento significativo de la riqueza y diversidad de bacterias y hongos y desempeñó un papel importante en la composición de la comunidad microbiana. Otros estudios, Zhang et al., (2020)., evaluaron tratamientos con coberturas orgánicas (cáscara de maní) para evaluar efectos sobre la microflora. Observaron que las diferentes coberturas afectaron los patrones de distribución de las comunidades microbianas. Se encontró una abundancia relativa mayor de bacterias oxidantes del N (Nitrospirae) y de comunidades de hongos en los suelos con cobertura de cáscara de maní que la de los suelos con cobertura de película de polietileno. Se encontró mayor diversidad en los suelos donde se aplicó la cáscara de maní. Por lo tanto, concluyeron que el *mulching* orgánico tiene un efecto regulador positivo sobre las comunidades bacterianas y fúngicas del suelo y las funciones del ecosistema, por lo que resultó más adecuado.

Se han realizado estudios, (Tiquia et al., 2002; Sintim et al., 2019)., sobre los cambios que ocurren en los suelos al degradarse los materiales biodegradables empleados como coberturas (plásticos en base a almidón, madera molida, desechos de jardín), que podrían incorporarse al suelo al final de la temporada de cultivo, aportando nutrientes y aumentando la biomasa microbiana. Los

investigadores encontraron que la biomasa microbiana del suelo y la actividad glucosidasa fueron los que mejor respondieron a la aplicación de las diferentes coberturas. De manera que el análisis de estas variables es recomendado como indicadores de calidad del suelo para cambios a corto plazo debido a esta práctica de manejo agrícola, realizando los muestreos cada 6 meses.

Actividad microbiológica del suelo. Evaluación

Las plantas producen una gran cantidad de diversos compuestos químicos que liberan al suelo a través de las raíces. La rizosfera, zona del suelo cercana a las raíces, constituye un hábitat ideal para bacterias y hongos, donde las sustancias secretadas son fuente de alimento para los microorganismos (Fig. 1). La composición de los grupos funcionales está condicionada por los nutrientes y también por el ambiente generado por las plantas.



Figura 1: Fotografía de la rizosfera bajo cobertura plástica (izquierda) y bajo cobertura vegetal espontánea (derecha).

Los microorganismos del suelo están involucrados en muchos procesos biogeoquímicos. Son responsables de la mineralización de la materia orgánica, el ciclado de nutrientes, producción de fitohormonas y vitaminas, que ejercen influencia sobre las plantas. Los microorganismos mediante su acción influyen en la sanidad de las plantas y en la promoción del crecimiento vegetal. A su vez, los microorganismos productores de polímeros pueden mejorar la estructura del suelo (Furtak & Gajda, 2018).

Las actividades humanas, sobre todo la intensificación de la agricultura y el uso de productos fitosanitarios, modifican la actividad y diversidad de la microflora del suelo. Esto puede conducir a cambios en el funcionamiento y la sostenibilidad del ecosistema. En consecuencia, las modificaciones en la calidad del suelo conducen a cambios en la productividad de las plantas (Wagg et al., 2014). Pero es posible, mediante un manejo adecuado, mejorar las propiedades de producción de suelo para aumentar el rendimiento de las plantas.

La dinámica del carbono (C) y del nitrógeno (N) del suelo, es decir la mineralización e inmovilización de estos elementos, están estrechamente

relacionadas, y determinada entre otros factores, por la cantidad y por la actividad de los microorganismos que componen la microflora del suelo. La biomasa microbiana representa una pequeña fracción del total de C y N del suelo y tiene un recambio relativamente rápido (Joergensen et al., 1994). Los organismos del suelo son agentes transformadores del N que, al asimilarlo para su propio crecimiento, se dice que inmovilizan este elemento en el suelo (Frioni, 2006).

Los procesos biológicos que ocurren en los suelos se ven afectados por los factores ambientales como la humedad, temperatura y aireación del suelo, estos aspectos están relacionados con las prácticas de manejo que determinan modificaciones en la estructura y textura de los suelos. Por otro lado, las variaciones estacionales del C y N en el suelo han sido estudiadas por varios autores, con resultados controvertidos (Abril et al., 1995; Joergensen et al., 1994).

Las metodologías para evaluar el impacto productivo han sido motivo de numerosas investigaciones. Se ha propuesto que los microorganismos del suelo pueden ser indicadores válidos para el diagnóstico de impacto y restauración en los ecosistemas (Abril, 2003).

Un buen bioindicador debe cumplir con algunos requisitos prácticos: que sea sensible, fácil y económico de medir y de amplia distribución (Abril, 2003). Los parámetros biológicos y bioquímicos tienden a reaccionar de manera rápida y son sensibles a los cambios producidos por el manejo, por lo que pueden constituir una señal temprana para estimar la calidad edáfica, incluso antes que las propiedades físicas y químicas (Romaniuk et al., 2016; Fernandez et al., 2018). Particularmente, los indicadores biológicos resultaron mejores, frente a situaciones de bajo impacto y cortos periodos de tiempo a partir del disturbio, como el grupo funcional de los nitrificadores (nitritadores u oxidantes del amonio y nitradores u oxidantes del nitrito), los celulolíticos y la respiración del suelo.

La biomasa de los organismos que mineralizan el nitrógeno, oxidantes de amonio y de nitritos, y la actividad de éstos, permiten estimar la capacidad de mineralización de N de un suelo. El número de celulolíticos está relacionado con la disponibilidad de fuente carbonada celulosa en cada tratamiento.

El análisis de los principales grupos funcionales de microorganismos del suelo fue adecuado para detectar cambios provocados por el manejo productivo. La respiración del suelo ha sido muchas veces utilizada para monitorear la actividad biológica global, ya que es un parámetro altamente variable, dependiente de la disponibilidad de sustrato y de las condiciones ambientales. Teniendo en cuenta que los parámetros analizados resultaron ser sensibles y fáciles de medir, éstos pueden constituirse en una herramienta útil para predicciones científicas en el campo de la sustentabilidad (Abril, 2003). En este

sentido, numerosas investigaciones sugieren el uso de indicadores que reflejen la actividad, la abundancia y la diversidad de los microorganismos edáficos (Moscatelli et al., 2007).

La respiración es uno de los parámetros más frecuentemente usados para cuantificar actividad microbiana en el suelo y que está directamente relacionada con la descomposición de residuos orgánicos provenientes de distintas fuentes. La actividad metabólica que realizan los microorganismos en cualquier proceso de descomposición puede ser cuantificada por medición de la producción de CO₂ o por el consumo de O₂ (Sylvia et al., 1998).

La respiración microbiana evaluada a través de la producción de CO₂, refleja directamente la actividad microbiana e indirectamente la disponibilidad de sustrato (Noellemeyer et al., 2008; Fernández et al., 2010).



Se ha demostrado que tanto la actividad como la composición de la comunidad microbiana del suelo son susceptibles a cambios asociados a las prácticas de manejo como el sistema de labranza y la rotación de cultivos (Bossio et al., 2005). En este contexto se considera a una comunidad microbiana como una unidad funcional que está caracterizada por la sumatoria de sus propiedades metabólicas. Es posible realizar un análisis de esta, mediante el perfil de utilización de fuentes de carbono. La metodología conocida como Biolog, permite impresiones fisiológicas mediante la inoculación de microorganismos, provenientes de diluciones de suelo, directamente en microplacas que contienen diferentes fuentes de carbono. La degradación de estas fuentes permite detectar cambios de diversidad. Además del sustrato, los pocillos incluyen una sal de tetrazolio que torna a violeta actuando como indicador de la respiración celular en cada sustrato (en realidad, la formación de NADH tiende a oxidar el sustrato y modificar su pH). Esta matriz permite obtener una "huella dactilar" de la comunidad microbiana y poder compararla tanto a nivel estructural como poblacional de forma rápida y sucesiva. Estudios previos, (Yao et al., 2000)., han demostrado que las diferencias en la actividad degradativa de ciertos sustratos del Biolog® permite la discriminación de diferentes poblaciones microbianas. Se trata de un método simple y rápido de análisis

Cultivo de arándanos en la Estación Hirschhorn

En la Estación Experimental J. Hirschhorn, (34° 54' S; 57° 55' O, 15 msnm) de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, UNLP, en la localidad de Los Hornos, partido de La Plata, Argentina, se implantaron en octubre de 2006, 10 cultivares de arándanos, sobre una parcela de ¼ de ha.

El suelo, caracterizado inicialmente por un pH superficial de 5,3, corresponde a un Argiudol típico, de textura arcillosa fina illítica, con un horizonte A (0-25 cm.) de textura franco limosa-franca y un Bt (25-40 cm.) cuya textura es arcillosa en prismas compuestos irregulares con un porcentaje inicial de materia orgánica aproximadamente de 1,5 % y moderadamente bien drenado.

La plantación se realizó sobre camellones, separados a una distancia entre sí de 3 metros y 1 metro entre plantas (3 x 1). En los lomos se instaló un sistema de riego artificial por goteo, con tubería de 16 mm y con goteos cada 30 cm, de un caudal de 1,6 litros/hora, para satisfacer los requerimientos hídricos y nutricionales mediante la fertirrigación (Fig. 2).



Figura 2: Cultivo implantado en la Estación Experimental J. Hirschhörn, Los Hornos, FCAyF.

3. HIPÓTESIS

El empleo de *mulching* en el cultivo de arándanos modifica las condiciones ambientales del suelo, que pueden detectarse por las variaciones en la composición de microflora/actividad microbiana. Estos cambios afectan el rendimiento de fruto de las plantas de arándanos.

4. OBJETIVO GENERAL:

Determinar el efecto de diferentes coberturas orgánicas e inorgánicas en la microflora de suelo y en el rendimiento de fruto del cv O'Neal de un cultivo en la zona de La Plata.

Objetivos específicos:

- Evaluar las modificaciones en la microflora del suelo a lo largo del año.

- Evaluar la actividad y diversidad de microorganismos según el tratamiento.
- Cuantificar el rendimiento de frutos frescos para los diferentes tratamientos.

5. MATERIALES Y METODOS

Instalación de los tratamientos:

El lugar del ensayo se situó en la Estación Experimental Julio Hirschhorn perteneciente a la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales de la Universidad Nacional de La Plata, Argentina sobre el cultivar de arándano O'Neal que demostró condiciones de desarrollo normales para la región y sin problemas sanitarios

Los lomos al momento de implantación se cubrieron con *mulching* de plástico negro para mantener la humedad del suelo, estimular el crecimiento radicular y disminuir la posibilidad de aparición de malezas. A inicios del año 2021 se diseñó el ensayo con bloques al azar. Cada bloque estaba constituido por 5 plantas según la disposición mostrada en el grafico (Fig.3). Para la instalación de las coberturas se reemplazó parte de la cobertura de plástico por chips en un sector y por pinocha en otro y el tratamiento testigo se dejó desnudo, y no se desmalezó durante la duración del ensayo (Fig.4).

Los tratamientos realizados fueron:

- Plástico (nylon) negro, colocado en la implantación.
- Pinocha de casuarina (*Casuarina cunninghamiana*): acículas de 7 cm de longitud, capa de 5 cm de grosor.
- Chips de madera de álamos: trozos de corteza de salicáceas de 5 cm de longitud capa de 5 cm de espesor.
- Testigo: con cobertura de vegetación espontánea.

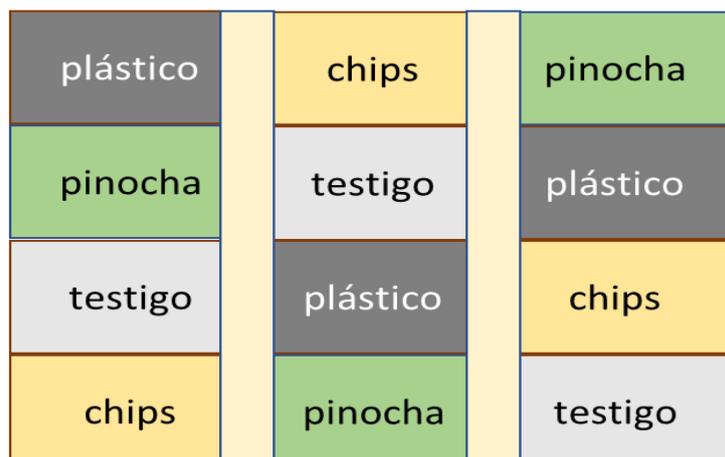


Figura 3: Disposición en bloques al azar de los tratamientos en los lomos: cubierta de pastico, pinocha, chips y testigo.

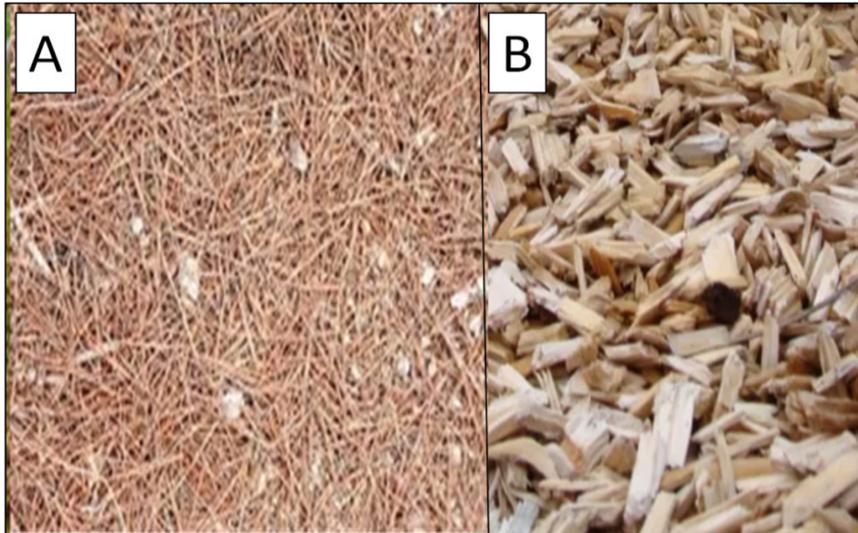


Figura 4: A: Pinocha, acículas de casuarina de 7 cm de longitud, B: Chips, trozos de 5 cm de corteza de salicaceas.



Figura 5: Tratamientos: suelo cubierto con pinocha (A) y testigo al inicio del ensayo (B).

Muestreo del suelo

Se tomaron muestras compuestas(1000g) del suelo con un barreno, desinfectándolo con alcohol antes de cada extracción. El suelo se juntó debajo

de los diferentes tratamientos: Testigo, Plástico, Chips y Pinocha. El primer muestreo fue 4 meses después del agregado de pinocha y chips (mayo 2021). Luego se realizaron dos muestreos más en noviembre 2021 y mayo 2022.

En el laboratorio se tamizaron en un tamiz de 5 mm y luego en otro de 2 mm, y se conservó cada muestra en refrigeración hasta su utilización.

Actividad respiratoria

La medida del desprendimiento de CO₂, no refleja toda la actividad microbiana del suelo, ya que no siempre se produce una oxidación completa del carbono, de todos modos, es el método más aceptado para medir la velocidad de descomposición de la materia orgánica:

Las muestras de suelo (50g), previamente tamizadas, fueron incubadas en recipientes de 1 L de capacidad con cierre hermético en una cámara de crecimiento a 28 °C y a 80% de capacidad de campo. El CO₂ respirado fue atrapado en 0.5 N de NaOH y el exceso fue titulado con 0.5 N de HCl en presencia de cloruro de bario y 2 gotas de fenolftaleína, hasta la aparición de color rosado. Un recipiente sin suelo, constituyó el testigo o blanco.

La determinación de CO₂ fue realizada a los 8 días desde el momento de incubación. Se utilizó un total de 15 frascos, considerando los tratamientos (4), blanco y las réplicas (3). Se anotó la cantidad de HCl consumido, este representa la cantidad de NaOH que no se ha combinado con el CO₂. Para calcular la cantidad de CO₂ desprendido, se empleó la siguiente fórmula:

$$\text{mg CO}_2 = (\text{B} - \text{V}) \cdot \text{N} \cdot \text{E}$$

B= Volumen del ácido necesario para titular el blanco

V= Volumen de ácido necesario para neutralizar el NaOH

N= Normalidad del ácido en miliequivalentes ml⁻¹

E= Equivalentes gramo de C en el CO₂= 22



Figura 6: evaluación de la Actividad respiratoria en el laboratorio de Microbiología Agrícola. Se presentan los envases con cierre hermético conteniendo la muestra de suelo y un vaso con NaOH 0,5N.

Recuento de grupos funcionales, por el método del Número Más Probable (NMP):

Por medio de esta técnica se puede calcular, de manera indirecta el número de microorganismos presente en una muestra. Los grupos funcionales que se evaluaron fueron: Celulolíticos, Nitritadores y Nitratadores.

Para aplicar la metodología se realizó en primer lugar una serie de diluciones decimales, que se determinaron según la cantidad de bacterias estimadas (Frioni, 2006). Luego se siguieron los pasos que se detallan a continuación:

- Sembrar 3 tubos con medio adecuado (ver Anexo) por cada dilución (sembrar 1ml).
- Incubar a la temperatura apropiada y por el tiempo requerido en cada caso.
- Anotar el número de tubos positivos en cada dilución
- Determinar el número característico (3 cifras): este se forma considerando como la primera cifra al número de tubos positivos de la menor dilución y las dos restantes se forman con el número de tubos + de las siguientes diluciones.
- Determinar el NMP de microorganismos con ayuda de las tablas Mac Grady.

El grupo funcional de organismos celulolíticos se evaluó luego de 15 días de incubación, observándose los tubos positivos por la aparición de colonias pigmentadas sobre la banda de papel o por la ruptura de este. Los organismos oxidantes de NH_4^+ se evaluaron luego de un período de incubación de 30 días, determinándose la presencia de nitritos por la aparición de un color rosado cuando se agrega el reactivo de Griess Ilosva modificado.

La actividad de los organismos oxidantes de NO_2^- se evaluó a los 30 días de incubación. En este caso también se utilizó el reactivo de Griess Ilosva modificado, pero se observó la desaparición del color rosado (Ver Anexo Cuadro I).

Placas Biolog®

Es una metodología que permite evaluar la comunidad microbiana mediante la utilización de fuentes de carbono. Cada microplaca contiene 31 sustratos diferentes (tres replicas) y tres pocillos vacíos como control. Los sustratos son moléculas similares a los exudados de las raíces de las plantas o que se han identificado previamente como altamente discriminatorios entre comunidades

del suelo y otros 3 pocillos con agua que servirían como control (Ver Anexo Fig. 18 y 19).

Se colocó una dilución de las muestras (100ul) en cada celda y se llevó a incubar a 28°C en estufa. Se evidenció la actividad de los microorganismos mediante el cambio de coloración en cada celda.

El indicador colorimétrico es una sal de tetrazolium, que pasa de su forma oxidada incolora a color púrpura cuando se reduce por acción del metabolismo de los microorganismos que producirán NADH. Posteriormente se evaluó la intensidad de la coloración (cuantificación) con un espectrofotómetro.

Evaluación de pH de suelo:

Se pesaron 10 g de suelo tamizado. Se llevó a estufa 40 °C hasta peso constante. Luego se agregó agua en proporción 1:2,5 (suelo: agua). Se agitó bien con varilla de vidrio para deshacer grumos, se dejó reposar 1 hora y se midió con el peachímetro. Se realizó por triplicado.

Rendimiento de frutos:

Se cosecharon manualmente los frutos, al alcanzar coloración azul (madurez de cosecha) con una frecuencia de 4 días durante 12 días. Se registró el peso total por planta.



Figura 7: Cosecha manual de los frutos de arándanos de cada tratamiento.

6. RESULTADOS y DISCUSIÓN

Actividad respiratoria

En la figura 8 se muestra la evolución del C-CO₂ en el suelo bajo las diferentes coberturas aplicadas. En general, se observó un aumento no lineal en la actividad respiratoria de los microorganismos a través del tiempo, resultado similar al encontrado en otros estudios (Celis et al., 2009; Guerrero et al., 2007).

El promedio de la actividad respiratoria de todos los tratamientos en el muestreo 2 (0,8 mg CO₂.g suelo⁻¹ por 7 días) resultó un 100 % mayor que en el muestreo 1 (0,37mg CO₂.g suelo⁻¹ por 7 días) y un aumento algo menor presentó el muestreo 3 (1,2 mg CO₂.g suelo⁻¹ por 7 días) respecto al muestreo anterior (50% mayor).

Analizando los resultados de cada tratamiento en el muestreo 1, se encontró que tanto los suelos con coberturas como el T, presentaron actividad respiratoria similar.

En el muestreo 2, se observó en los suelos cubiertos con Ch y con Pi un incremento en casi 3 veces de la actividad respiratoria respecto al tiempo anterior. En tanto que PI y T, se mantuvieron en el mismo valor.

En el último muestreo se produjo un incremento notable en los suelos bajo cobertura PI (más del 200%) respecto al muestreo 2, y el suelo con Pi mantuvo la tendencia aumentando un 50 % la actividad microbiana desde el muestreo anterior. Mientras que T incrementó un 40% comparado al tiempo anterior, contrariamente, el tratamiento Ch, sufrió un retroceso y disminuyó en el último semestre un 30 %.

Las diferencias de actividad microbiana entre las cubiertas empleadas podrían atribuirse a la disponibilidad de C y energía, que proporcionó la cobertura Ch, para la población heterótrofa del suelo, lo cual favoreció la actividad de los microorganismos en el primer semestre y luego quedó el material recalcitrante (como lignina, de difícil degradación) provocando primero un pico y luego una disminución en la actividad microbiana (Celtis et al., 2009). En tanto que la cobertura PI, actuó fundamentalmente frente a condiciones climáticas adversas, ya que en los meses estivales hubo altas temperaturas y falta de lluvias. Por otro lado, los resultados sugieren que el entramado logrado por las acículas (Pi), al igual que el plástico, actuaron conservando la humedad en el suelo y probablemente actuaron como una barrera para brindar condiciones más favorables, en especial en el segundo semestre, donde hubo una marcada sequía. Dado que, a pesar de contar con riego automático, en particular en los últimos meses no pudo realizarse por problemas técnicos.

Los resultados de la respirometría sugieren un efecto positivo para el crecimiento y actividad microbiana cuando se ha empleado plástico o pinocha, situación que ha sido reportada por numerosos autores, (Celis et al., 2009; Hassan et al., 2016).

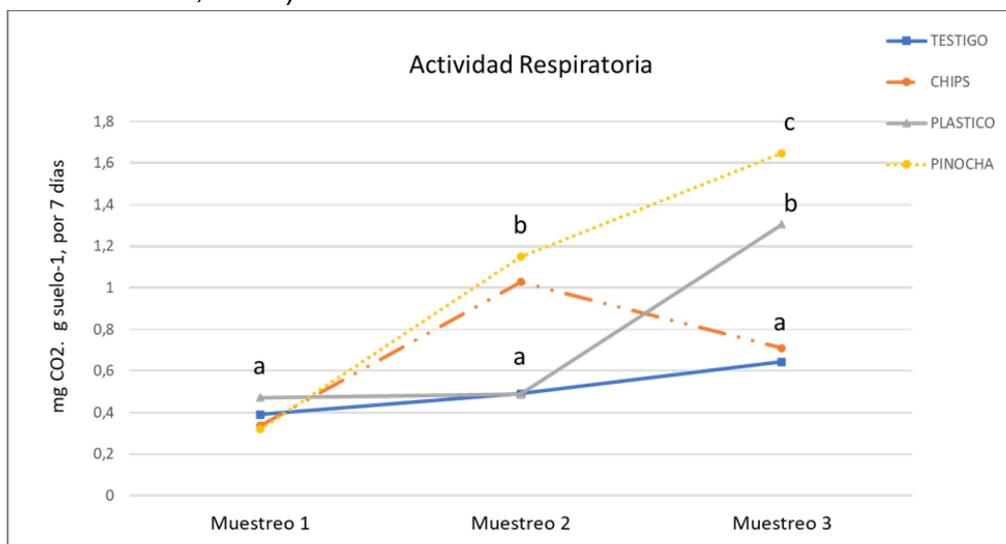


Figura 8: Evaluación de la Actividad Respiratoria a lo largo del año. Los resultados se expresan como mg de CO₂ liberados por g de suelo durante 7 días. Las letras distintas indican diferencias significativas, dentro de cada muestreo. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$). Muestreo 1: mayo 2021, Muestreo 2: noviembre 2021, Muestreo 3: mayo 2022.

NMP de los grupos funcionales Celulíticos y Nitrificadores

Celulolíticos

Luego del tiempo de incubación se observó el papel de filtro de cada tubo, considerando pigmentación, crecimiento de colonias y/o daño en el mismo como resultado positivo (Fig. 9). Con la ayuda de la tabla de Mac Grady (ver Anexo) se obtuvo el NMP de microorganismos celulolíticos. g de suelo de cada muestra, posteriormente se refirió al suelo seco.

La biomasa de organismos celulolíticos determinada por el método del NMP presenta un incremento a lo largo del año (Fig. 10). No obstante, se observa que en el muestreo 2 todos los tratamientos manifiestan un descenso en el número de microorganismos, pero en el último muestreo lograron aumentar la población celulolítica entre 1,5-2 órdenes de magnitud, el recuento inicial.

Los resultados permiten observar que el T contenía el menor número de celulolíticos (6×10^3 microorganismos.g suelo⁻¹) en el primer recuento, y a lo largo del año la población se multiplicó, siguiendo la tendencia del resto de los tratamientos. Por otro lado, la cobertura con Pi y Ch, presentaron el mayor recuento ($5,3 \times 10^4$ y $6,6 \times 10^4$ microorganismos. g suelo⁻¹, respectivamente), y mantuvieron esa diferencia con el resto de los tratamientos, hasta el final del

ensayo. En tanto que PI resulto con recuento intermedio al inicio y sin diferencias con el testigo en el segundo y tercer recuento.

Los datos sugieren que las bajas temperaturas del invierno (muestreo 2) afectaron en alguna medida a la comunidad microbiana evaluada, provocando el descenso del número de celulolíticos (Fig. 10). Además, en noviembre las plantas de arándanos se encuentran creciendo activamente y en la etapa inicial de la floración, por lo que serían una competencia frente a los microorganismos, en nutrientes, principalmente nitratos, y agua. Dado que el muestreo 3, fue realizado luego de pasar el verano, momento en el que las temperaturas más altas incrementaron la actividad de la microbiota, y en consecuencia se incrementa la velocidad en la descomposición de residuos orgánicos (las hojas de los arándanos caídas desde marzo a mayo) que aportarían nutrientes para el desarrollo de la microflora, que podrían haber favorecido la multiplicación de los microorganismos celulolíticos, a pesar de la falta de agua sufrida en esos meses.

Estos datos podrían explicarse si se considera que el grupo funcional celulolíticos es muy diverso, conformado por diferentes especies de bacterias y hongos, que si bien tiene condiciones óptimas de actividad (aerobiosis, presencia de nitratos, temperatura 28°C, pH neutro y humedad de capacidad de campo) pueden actuar en distintas condiciones ambientales, amplio rango de temperaturas, pH, aireación, humedad. Probablemente, los microorganismos fueron afectados en alguna medida, por factores climáticos adversos (bajas temperaturas y falta de humedad), pero se evidencia que las coberturas de Ch y Pi favorecieron a la población microbiana en estudio, esto puede haber ocurrido por el aporte de nutrientes o conservación de humedad y regulación de la temperatura.

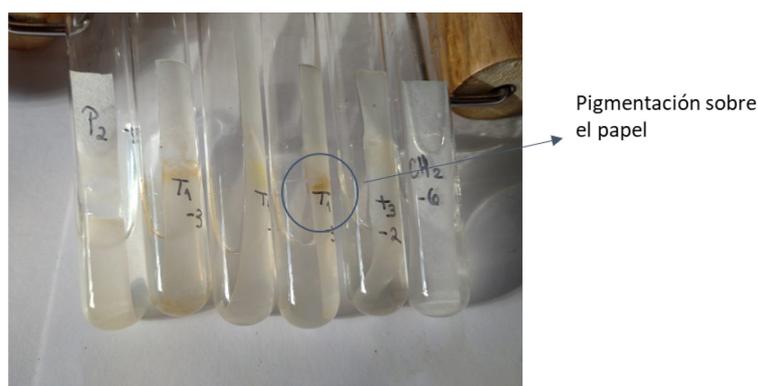


Figura.9: Tubos de ensayo con caldo para celulolíticos donde se observa la pigmentación sobre el papel, que indica presencia de microorganismos celulolíticos.

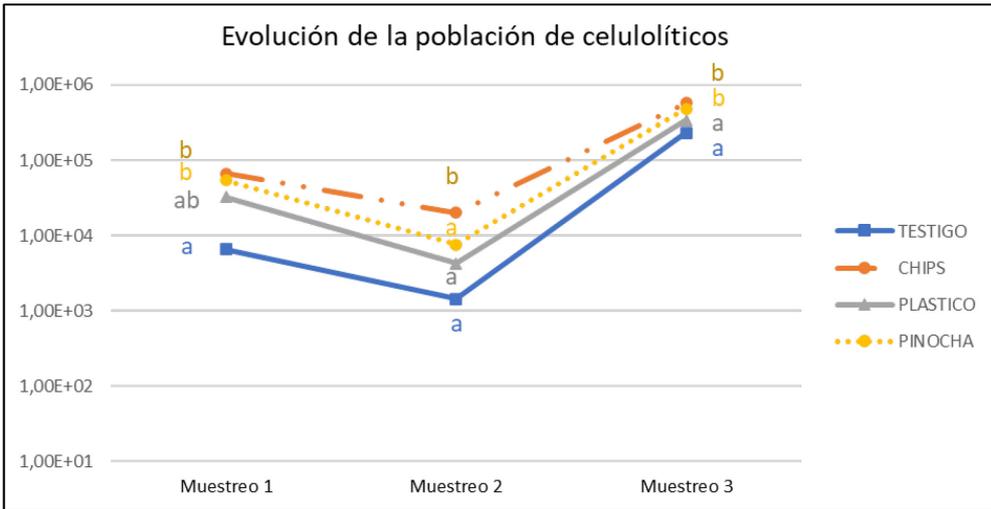


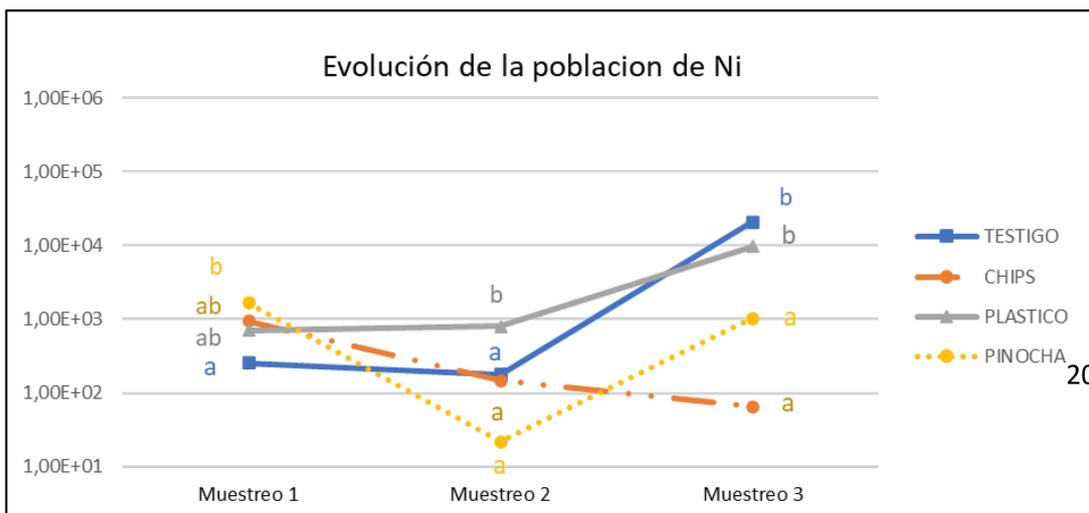
Figura 10: Evolución de la población de microorganismos Celulolíticos a lo largo del año. Letras del mismo color corresponden a la estadística de cada tratamiento, se compara el número de celulolíticos entre muestreos. Test LSD ($p < 0.05$) letras iguales diferencias no significativas.

Nitritadores (Ni)

Se observó que el NMP de nitritadores varió de manera particular para cada tratamiento. El T y PI se mantuvieron sin modificaciones en el primer semestre, y aumentaron la población en dos y un orden de magnitud respectivamente, en el muestreo 3 (Fig.11).

La comunidad de Ni, bajo la cobertura Ch sufrió un descenso sostenido a lo largo del año, finalizando con 65 microorganismos. g suelo⁻¹. Por último, en la muestra obtenida de la cobertura con Pi, el recuento disminuyó drásticamente en el muestreo 2 (20 microorganismos. g suelo⁻¹) al nivel más bajo del ensayo, aunque se recuperó al final del periodo evaluado, pero no alcanzó los valores del T.

En la segunda mitad del año, todos los tratamientos, menos Ch, mostraron un aumento en el número de nitritadores. El tratamiento que mostró el mayor crecimiento de la población Ni, fue el T, que aumentó casi 2 órdenes de magnitud, de 2×10^2 a 2×10^4 microorganismos. g suelo⁻¹. Un valor similar en el último recuento se obtuvo de PI, (1×10^4 microorganismos. g suelo⁻¹). En tanto que Pi y Ch, fueron las muestras que contenían el menor número de Ni al



finalizar el ensayo.

Figura 11: Comparación de la población de microorganismos Nitritadores de cada tratamiento en los distintos muestreos. Letras iguales diferencias no significativas para cada tiempo, Test LSD ($p < 0.05$).

Nitratadores (Na)

En el muestreo 1 se observa que no hay diferencias en la biomasa de NA, entre el T y los tratamientos (Fig. 12)

Al transcurrir el tiempo se diferencian los tratamientos con cobertura de Pi y Ch, donde va disminuyendo el número de microorganismos, hasta finalizar el ensayo con un orden de magnitud menor que en el primer recuento. La cobertura PI y el T, en cambio, favorecen el crecimiento de la población nitratadora, de manera que aumenta el número en un orden respecto del inicio (8×10^3 y 9×10^3 microorganismos. g suelo⁻¹, respectivamente). Ninguno de los tratamientos superó al T, solamente PI logró alcanzar el mismo valor que el control.

Podrían explicarse estos resultados considerando que tanto los Ni como los NA, son aerobios estrictos y neutrófilos, muy sensibles a los cambios ambientales. Probablemente la vegetación espontánea que creció en el T proveyó los nutrientes (NH_3 y NO_2^- como fuente de nitrógeno) y condiciones ambientales propicias para el desarrollo de este grupo funcional; en el caso del PI, podría atribuirse el mayor crecimiento de Ni y NA, a la conservación de humedad y a una leve alcalinización del suelo, producto del riego de los meses anteriores.

Evidentemente con el agregado de Pi y Ch se alteró el medio ambiente y por ello se vio afectada la población de estas bacterias.

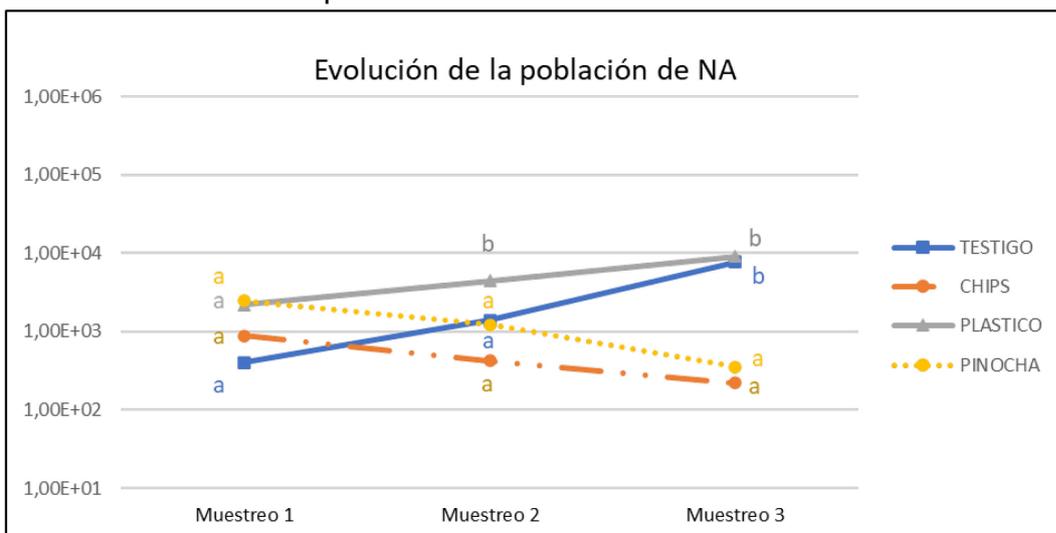


Figura 12: Comparación de la población de microorganismos Nitratadores de cada tratamiento en los distintos muestreos. Letras iguales diferencias no significativas para cada tiempo, Test LSD ($p < 0.05$).

En la figura 13 se pueden observar la evaluación de los grupos funcionales Ni y NA mediante el mismo reactivo Griess Ilosva.

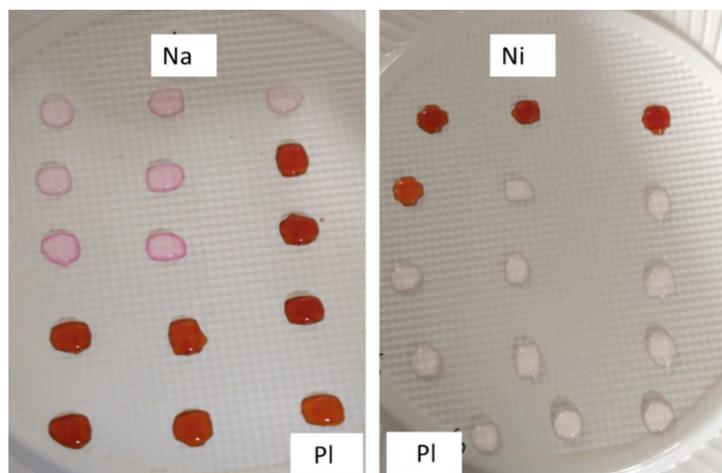


Figura 13: Evaluación de los grupos funcionales nitrificadores: Nitritadores (Ni) y Nitratadores (NA). El empleo del reactivo Griess Ilosva revela la presencia de nitritos. En el recuento de Ni se considera (+) color fucsia (a la derecha de la foto), en el recuento de NA se considera (+) incoloro (a la izquierda de la foto).

PH

Las mediciones del pH, en el inicio y final del ensayo, tuvieron valores similares en los tratamientos con Ch y Pi (alrededor de pH 6). El T en cambio, sufrió una leve acidificación de 0,3 puntos. En tanto que en PI se observó una alcalinización de 1 punto de pH, probablemente porque el riego con agua de pozo fue depositando sales que alcalinizaron los suelos y la cobertura impermeable impidió que la lluvia arrastrara dichos compuestos (Fig.14).

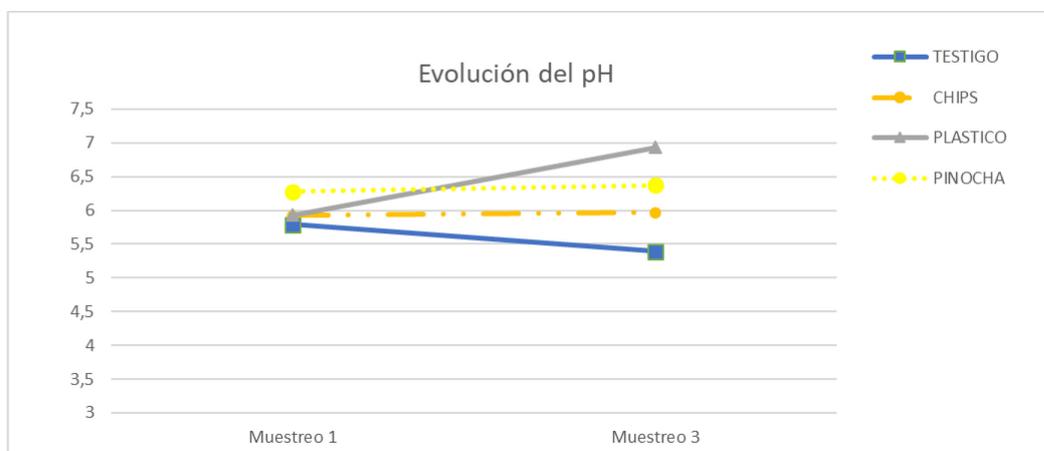


Figura 14: Medidas del pH al inicio y finalización del ensayo en cada tratamiento.

Placas Biolog

Con las placas Biolog se evaluó la microflora heterótrofa, frente a 29 fuentes de carbono. Las comunidades del suelo en menor o mayor medida, utilizaron todos los sustratos.

Para analizar los resultados obtenidos se procedió a generar Componentes Principales (Fig. 15).

Los dos primeros componentes permitieron explicar el 91,571% de la varianza total (ejes F1 y F2). Observando los valores de espectrofotometría, se puede decir que un grupo de variables contribuyó de manera más significativa a agrupar los tratamientos. Las fuentes carbonadas: L-arginina, L-asparagina, L-serina y ácido amino butírico, separan en el Componente 1 las coberturas PI, Pi y Ch. En tanto que, la menor utilización del N-acetil D- glucosamina, separó al Testigo.

En el gráfico Biplot, se puede identificar que el efecto del agregado de Ch y Pi es básicamente el mismo, mientras que la cubierta plástica se separa un poco (aproximadamente 0.33%) en componente 2, probablemente debido a la mayor utilización de N-acetil D- glucosamina.

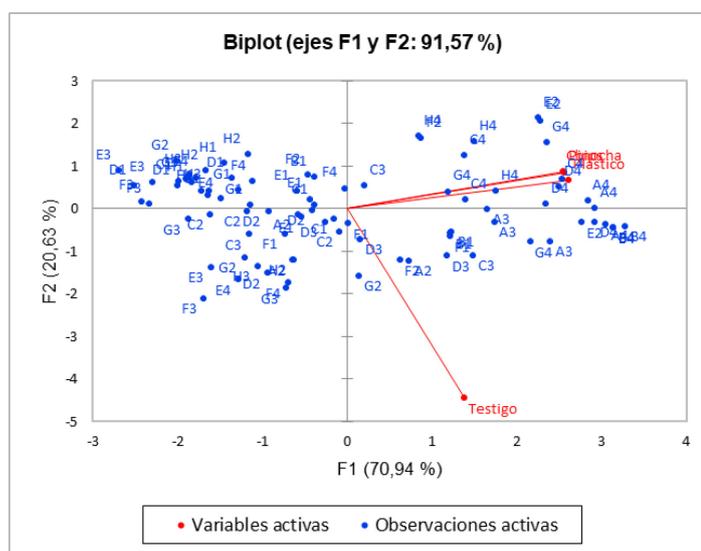


Figura 15: Análisis de Componentes principales. Se observa que se agrupan los tratamientos con cobertura, diferenciándose del testigo.

Rendimiento

El rendimiento de los arándanos mostró que las coberturas tuvieron incidencia positiva. Se observó aumentos cuantitativos del rendimiento en las plantas bajo

los tratamientos Ch, PI y Pi que produjeron un de 48%, 43% y 30% más kg de fruta por planta respectivamente, comparado con el testigo (Fig. 16).

Como era esperable en el tratamiento sin la instalación de una cobertura (testigo) se desarrolló naturalmente una cobertura herbácea que compitió por la luz en las porciones inferiores del cultivo y por agua que fue un recurso limitante durante el periodo de desarrollo del fruto (Fig. 17). Estos factores adversos, indudablemente contribuyeron a una menor tasa fotosintética, menor desarrollo y crecimiento de fruto y como consecuencia en una disminución del rendimiento de fruto por planta (Enríquez Martínez & Pedreros, 2009).

El aumento de rendimiento obtenido coincide con lo reportado por Pedreros et al. (2007), en los que demostró que en un cultivo de arándanos de la variedad O'Neal, el control del 80 % de las malezas, repercutió en un 50 % de aumento en el rendimiento de fruto.

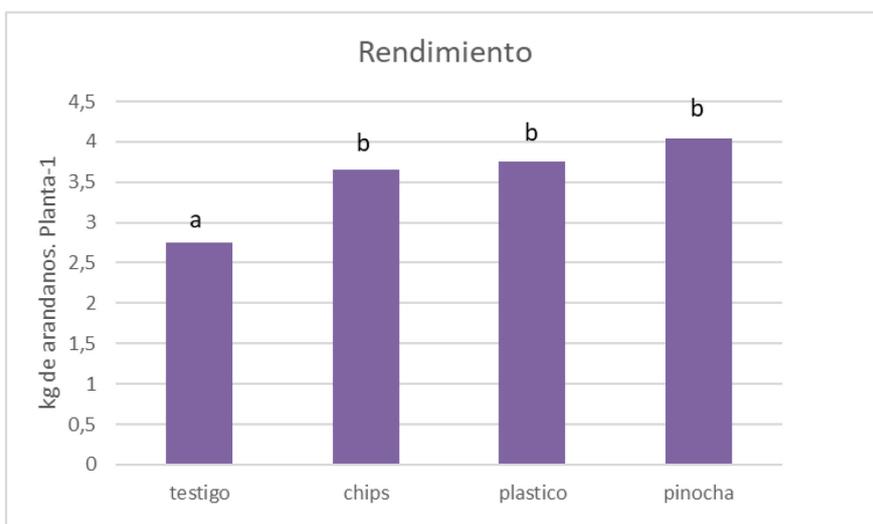


Figura 16: Diferencias entre los tratamientos y el testigo. La competencia por agua y nutrientes favoreció las plantas con coberturas. Letras iguales indican diferencias no significativas (Test LSD, $p < 0,05$).

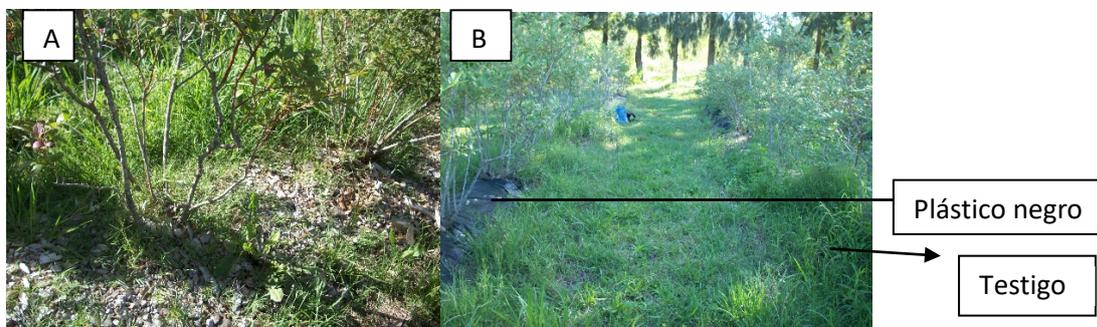


Figura 17: Nivel de malezas en la fila de cultivo del tratamiento con A-chips (Ch), B-plástico negro (PI) y testigo (T) al momento de finalizar el ensayo

Consideraciones finales

Varios estudios afirman que la actividad respiratoria y el número de los microorganismos, constituyen variables relacionadas entre sí y que es posible emplearlas para detectar las alteraciones en el medio ambiente en el corto plazo (Fernández et al., 2018). Sin embargo, en otros trabajos, (Diosma et al., 1998) no se encontró correlación entre la actividad global, evaluando las deshidrogenasas, y la biomasa microbiana.

En este estudio podemos decir que solo en la cobertura de PI y el T, se correlacionan la actividad respiratoria con el recuento de los grupos funcionales evaluados, dado que van aumentando a lo largo del año. En los tratamientos Pi y Ch, hay disparidad en los resultados, ya que la actividad respiratoria, que es una actividad global, fue aumentando con el paso del tiempo en Pi, pero no se correlacionó con los grupos funcionales evaluados (especialmente Ni y NA). En tanto que Ch, mostró bajo recuento y baja actividad, salvo para celulolíticos que se comportó de manera similar al resto.

Dado que la actividad respiratoria no refleja toda la actividad microbiana, porque no siempre ocurre la oxidación total de la fuente carbonada a CO₂, se pueden atribuir las diferencias encontradas a la presencia de otros grupos funcionales no considerados en esta investigación.

En el caso de Pi se ha mencionado que las acículas de casuarina producen la acidificación del suelo y otras modificaciones del medio como el desequilibrio de ciertos iones de nutrientes, que podría haber limitado el crecimiento de los nitrificadores, que son un grupo muy específico y sensible a cambios en su ambiente (Mashela, 2000; Abril, 2003).

Las evaluaciones consideradas en este trabajo fueron tres grupos funcionales (celulolítico, Nitritadores y Nitratadores) que, si bien son sensibles a los cambios en el medio y por ello se los emplea como indicadores, un estudio más profundo de la comunidad microbiana podría llevarse a cabo con herramientas de biología molecular y obtener información detallada sobre las familias de microorganismos o los microbiomas que se modifican con los diferentes manejos del suelo.

Por otro lado, en diversas publicaciones se ha demostrado que las coberturas orgánicas, como cascara de maní, pinocha y aserrín promovieron mejores condiciones de temperatura y humedad del suelo (de Oliveira et al., 2011), favoreciendo la actividad microbiana en climas extremos, y en algunos casos a grupos de microorganismos particulares (Zhang et al., 2020; Li et al., 2022), pero en el tiempo en el que se evaluó la aplicación de las coberturas en este ensayo no se pudo evidenciar un efecto netamente positivo sobre la microbiota evaluada, aunque si se registraron resultados favorables en el rendimiento de las plantas, por lo que se evidenciaría que las coberturas influyeron en el desarrollo de los arándanos. En este sentido hay que considerar que los

materiales orgánicos, como chips y pinocha, disminuyen los riesgos de contaminación y podrían promover la calidad y salud edáfica.

Es importante tener en cuenta que se requieren de estudios complementarios para evaluar las variaciones en las condiciones fisicoquímicas de los suelos. Además, es necesario fortalecer la investigación sobre los cambios de los microorganismos de la rizosfera, continuar con las mediciones de la actividad microbiana a lo largo de varios periodos de cultivo, que abarquen diferentes condiciones climáticas.

Por último, hay evidencias sobre el aumento de la diversidad de comunidades fúngicas y bacterianas en los suelos bajo coberturas orgánicas. En este estudio, de acuerdo al resultado de las placas Biolog, no se han encontrado diferencias entre las coberturas aplicadas, en tanto que si se diferencian del T.

7. CONCLUSIONES

- No se puede concluir sobre la influencia de las coberturas sobre la microbiota edáfica.
- El recuento de los grupos funcionales microbiológicos y la actividad respiratoria, no mostraron una clara relación con el parámetro rendimiento.
- Dado que los microorganismos pueden responder rápidamente a cambios en el manejo, es probable que, en periodos sucesivos de cultivo, se manifiesten en las plantas los beneficios o perjuicios de las metodologías aplicadas. Se requiere de ensayos que abarquen más años para analizar el comportamiento de las plantas en diversas situaciones climáticas.
- La aplicación de coberturas en los suelos mostró que las plantas rindieron entre 30-48% más kg de fruta que el Testigo. Basados en este parámetro se recomienda el empleo de coberturas en las condiciones del ensayo

8. BIBLIOGRAFIA

Abril, A. V. Caucas & F. Nuñez Vázquez (1995). Sistemas de labranza y dinámica microbiana del suelo de la Región Central de la Provincia de Córdoba (Argentina). *Ciencia del Suelo* Vol. 13: 104-106.

Abril, A. (2003). ¿Son los microorganismos edáficos buenos indicadores de impacto productivo en los ecosistemas? *Ecología Austral* 13:195-204. *Asociación Argentina de Ecología*.

Bossio, D.; Girvan, M.; Verchot, L.; Bullimore, J.; Borelli, T.; Albrecht, A.; Scow, K.; Ball, A.; Pretty, J. & Osborn, A. (2005). Soil microbial community response to land use change in an agricultural landscape of western Kenya. *Microbial Ecology* 49:50-62.

Celis, J., Sandoval M. & Zagal E. (2009). Actividad respiratoria de microorganismos en un suelo patagónico enmendado con lodos salmonícola *Arch Med Vet* 41, 275-279s.

De Oliveira Almeida, D.; Klauberg O.; Almeida H.; Gebler L.; Felipe A. (2011). Soil microbial biomass under mulch types in an integrated apple orchard from Southern Brazil. *Sci. Agric. (Piracicaba, Braz.)*, v.68, n.2, p.217-222,

Diosma, G. & Balatti, P.A. (1998). Actividad microbiana y número de nitrificadores y celulolíticos en un suelo cultivado con trigo bajo distintos sistemas de labranza. *Rev. Fac. Agron., La Plata* 103 (1):61-68.

Dong, W.; Si, P.; Liu, E.; Yan, C.; Zhang, Z. y Zhang, Y. (2017). Influence of film mulching on soil microbial community in a rainfed region of northeastern China. *Scientific reports* 7, 1-13.

Enríquez Martínez, F., & Pedreros L., A. (2009). Efecto de las malezas y su control en el rendimiento de Arándanos O'Neal de nueve años de edad. *Chillán*.

Fernández, R.; Quiroga, A.; Zorati, C. & Noellemeyer, E. (2010). Carbon contents and respiration rates of aggregate size fractions under no-till and conventional tillage. *SoilTill Res* 109:103-109.

Fernández, R.; Frasier, I.; Rorig, M.; Quiroga, A. & Noellemeyer, E. (2018). Evaluación de indicadores biológicos en suelos de la región semiárida pampeana central. *Asociación Argentina de Ecología. Ecología Austral* 28:145-156

Frioni Lillian (2006). *Microbiología básica, ambiental y agrícola*. Editorial de la Facultad de Agronomía, Universidad de la República, Montevideo, Uruguay. (pp 464).

Furtak, K. & Gajda, A. M. (2018). Activity and variety of soil microorganisms depending on the diversity of the soil tillage system. *Sustainability of agroecosystems*, 45.

García Rubio J.C., García González de Lena G. & Ciordia Ara M. (2018). El cultivo del arándano en el norte de España. Villaviciosa: SERIDA.

Gordó T. (2011). Guía práctica para el cultivo de Arándanos en la zona norte de la provincia de Buenos Aires. https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-mg_0801.pdf. Último acceso marzo 2023.

Guerrero C., Moral R., Gómez I., Zornoza R. & Arcenegui V. (2007). Microbial biomass and activity of an agricultural soil amended with the solid phase of pig slurries. *Biores Technol* 98, 3259-3264.

Hassan, Kh. H.; Abd El-Maaboud M. Sh.; Draz M. and El Shaer H. (2016). Performance of sorghum and pearl millet forage crops productivity by using different agricultural managements under salinity conditions. *J. Plant Production, Mansoura Univ.*, Vol. 7 (2): 311 – 316.

Joergensen, K. G., B. Meyer & T. Mueller (1994). Time-course of the soil microbial biomass under wheat: a one year field study. *Soil Biology and Biochemistry* Vol. 26: 987-994.

Krewer, G. & Nesmith, S. (2008). Blueberry fertilization in soil. University of Georgia Ext. Fruit Publication 01-1. Disponible en smallfruits.org.

Li, Z., Zhang, Q., Qiao, Y., Du, K., Li, Z., Tian, C., Zhu N., Leng P., Yue Z., Cheng H. & Li, F. (2022). Influence of straw mulch and no-tillage on soil respiration, its components and economic benefit in a Chinese wheat–maize cropping system. *Ecología global y conservación*, 34, e02013.

Mashela P.W. (2000). Effects of *Casuarina*-amended soil on selected soil and citrus properties. *S. Afr. J. Plant Soil* 2001, 18(1) pp 42-44.

Morelli, G.; Pincioli, M.; Garbi, M.; Martínez S.B. (2018). Acumulación calórica, componentes del rendimiento y calidad de dos variedades de arándanos cultivados en La Plata, provincia de Buenos Aires. Buenos Aires, Argentina. 40 Congreso Argentino de Horticultura. Córdoba 2 al 5 de octubre de 2018.

Moscatelli M.C.; Marinari, S.; Grego S. & Di Tizio, A. (2007). Microbial indicators related to soil carbon in Mediterranean land use systems. *Soil & Tillage Research* 97, 51–59.

Noellemeyer, E.; Frank, F.C.; Alvarez C.; Morazzo G & Quiroga, A. (2008). Carbon contents and aggregation related to soil physical and biological properties under a land-use sequence in the semiarid region of central Argentina. *Soil and Tillage Research*. Volume 99, 179-190.

Pedrerros, A. & Rebolledo, C. (2007). Malezas en arándanos. Efectos en el rendimiento y alternativas de manejo sustentable. <https://biblioteca.inia.cl/bitstream/handle/20.500.14001/4235/NR35524.pdf?sequence=8>. Ultimo acceso marzo 2023.

Pescie, M; Borda, M; Fedyszak P. & López C. (2011). Efecto del momento y tipo de poda sobre el rendimiento y calidad del fruto en arándano altos del sur (*Vaccinium corymbosum*) var. O'Neal en la provincia de Buenos Aires. RIA. Revista de Investigaciones Agropecuarias, vol. 37, núm. 3, diciembre, 2011, pp. 268-274 Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria Buenos Aires, Argentina

Rivadeneira, M. F. (2012). Frutas Finas. Variedades y portainjertos de frutales de uso público (Anderson.C.). Ed. INTA.

Romaniuk, R.; Costantini, A.; Giuffré, L. & Nannipieri, P. (2016). Catabolic response and phospholipid fatty acid profiles as microbial tools to assess soil functioning. *Soil Use and Management*, 603–612.

Sintim, H.Y.; Bandopadhyayc, S.; Englishc, M.E.; Bary, A.I.; DeBruync, J.M.; Schaefferc, S.M.; Milesd, C.A.; Reganol, J.P. & Flury, M. (2019). Impacts of biodegradable plastic mulches on soil health. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 273, 36-49.

Strik, B .C., & Finn C. (2008). Blueberry cultivars for Oregon. Oregon State University, USA.

<http://ir.library.oregonstate.edu/xmlui/bitstream/handle/1957/18937/ec1308-e.pdf?sequence=4>. Ultimo acceso marzo 2023.

Sylvia D., Fuhrmann J., Hartel P. & Zuberer D. (2005). Principles and Applications of Soil Microbiology, Pearson Prentice Hall, 640 páginas.

Tiquia-Arashiro, S. M.; Lloyd, J.; Herms, D.; Hoitink, H.A.J. & Frederick, C.M. (2002). Effects of mulching and fertilization on soil nutrients, microbial activity and rhizosphere bacterial community structure determined by analysis of TRFLPs of PCR-amplified 16S rRNA genes. *Applied Soil Ecology* 21, 31–48.

Undurraga P. & Vargas, S. (2013). INIA (Chile). Manual de arándano. Boletín INIA N 263. <https://bibliotecadigital.ciren.cl/handle/20.500.13082/31909>. Ultimo acceso marzo 2023.

Wagg, C.; Bender, S.F.; Widmer, F.& Van der Heijden, M.G.A. (2014). Soil biodiversity and soil community composition determine ecosystem multifunctionality. *PNAS*. 111(14): 5266-5270.

Williamson, J. & Lyrene, P. 1994. Guía para el Cultivo de los Arándanos en Florida. University of Florida, IFAS Extension.

Yao H., He Z., Wilson, M.J., Campbell C.D. (2000). Microbial Biomass and Community Structure in a Sequence of Soils with Increasing Fertility and Changing Land Use. *Microb Ecol* 40:223–237.

Zhang, S.; Wang, Y.; Sun, L.; Qiu, C.; Ding, Y.; Gu, H.; Wang L.; Wang Z. & Ding, Z. (2020). Organic mulching positively regulates the soil microbial communities and ecosystem functions in tea plantation. *BMC Microbiology*, 20, 1-13. <https://doi.org/10.1186/s12866-020-01794-8>. Ultimo acceso marzo 2023.

Figura 18: Placa Biolog®, Análisis de patrones de utilización de fuentes de carbono a nivel de comunidad.

BIOLOG **Microbial Community Analysis**

EcoPlate™

A1 Water	A2 β-Methyl-D-Glucoside	A3 D-Galactonic Acid γ-Lactone	A4 L-Arginine	A5 Water	A6 β-Methyl-D-Glucoside	A7 D-Galactonic Acid γ-Lactone	A8 L-Arginine	A9 Water	A10 β-Methyl-D-Glucoside	A11 D-Galactonic Acid γ-Lactone	A12 L-Arginine
B1 Pyruvic Acid Methyl Ester	B2 D-Xylose	B3 D-Galacturonic Acid	B4 L-Asparagine	B5 Pyruvic Acid Methyl Ester	B6 D-Xylose	B7 D-Galacturonic Acid	B8 L-Asparagine	B9 Pyruvic Acid Methyl Ester	B10 D-Xylose	B11 D-Galacturonic Acid	B12 L-Asparagine
C1 Tween 40	C2 i-Erythritol	C3 2-Hydroxy Benzoic Acid	C4 L-Phenylalanine	C5 Tween 40	C6 i-Erythritol	C7 2-Hydroxy Benzoic Acid	C8 L-Phenylalanine	C9 Tween 40	C10 i-Erythritol	C11 2-Hydroxy Benzoic Acid	C12 L-Phenylalanine
D1 Tween 80	D2 D-Mannitol	D3 4-Hydroxy Benzoic Acid	D4 L-Serine	D5 Tween 80	D6 D-Mannitol	D7 4-Hydroxy Benzoic Acid	D8 L-Serine	D9 Tween 80	D10 D-Mannitol	D11 4-Hydroxy Benzoic Acid	D12 L-Serine
E1 α-Cyclodextrin	E2 N-Acetyl-D-Glucosamine	E3 γ-Amino Butyric Acid	E4 L-Threonine	E5 α-Cyclodextrin	E6 N-Acetyl-D-Glucosamine	E7 γ-Amino Butyric Acid	E8 L-Threonine	E9 α-Cyclodextrin	E10 N-Acetyl-D-Glucosamine	E11 γ-Amino Butyric Acid	E12 L-Threonine
F1 Glycogen	F2 D-Glucosaminic Acid	F3 Itaconic Acid	F4 Glycyl-L-Glutamic Acid	F5 Glycogen	F6 D-Glucosaminic Acid	F7 Itaconic Acid	F8 Glycyl-L-Glutamic Acid	F9 Glycogen	F10 D-Glucosaminic Acid	F11 Itaconic Acid	F12 Glycyl-L-Glutamic Acid
G1 D-Cellobiose	G2 Glucose-1-Phosphate	G3 α-Keto Butyric Acid	G4 Phenylethylamine	G5 D-Cellobiose	G6 Glucose-1-Phosphate	G7 α-Keto Butyric Acid	G8 Phenylethylamine	G9 D-Cellobiose	G10 Glucose-1-Phosphate	G11 α-Keto Butyric Acid	G12 Phenylethylamine
H1 α-D-Lactose	H2 D,L-α-Glycerol Phosphate	H3 D-Malic Acid	H4 Putrescine	H5 α-D-Lactose	H6 D,L-α-Glycerol Phosphate	H7 D-Malic Acid	H8 Putrescine	H9 α-D-Lactose	H10 D,L-α-Glycerol Phosphate	H11 D-Malic Acid	H12 Putrescine

Figura 19: Esquema de la placa Biolog Eco Plate con los sustratos de cada celda.

Tabla Mc Grady para 3 tubos por dilución					
NC	NMP	NC	NMP	NC	NMP
000	0.0	201	1.4	302	6.5
001	0.3	202	2.4	310	4.5
010	0.3	210	1.5	311	7.5
011	0.6	211	2.0	312	11.5
020	0.6	212	3.0	313	16.0
100	0.4	220	2.0	320	9.5
101	0.7	221	3.0	321	15.0
102	1.1	222	3.5	322	20.0
110	0.7	223	4.0	323	30.0
111	1.1	230	3.0	330	25.0
120	1.1	231	3.5	331	45.0
121	1.5	232	4.0	332	110.0
130	1.6	300	2.5	333	110.0
200	0.9	301	4.0		140.0

NC= N° característico, NMP= N° mas probable

Figura 20: Tabla de Mc Grady.

