

Indicadores biológicos del suelo asociados a diferentes sistemas de manejo del residuo agrícola de la cosecha de la caña de azúcar

Maria Laura Tortora*, Lucrecia Ludueña*, Juan Fernández de Ullivarri*, María de los Ángeles Núñez*, Eduardo R. Romero* y Patricia A. Digonzelli*

RESUMEN

Actualmente, la industria azucarera mundial está reemplazando la quema del cañaveral previa a la cosecha por el sistema de cosecha en verde. Esta práctica constituye una alternativa de producción sustentable y reconocida por sus múltiples beneficios. En este trabajo se evaluó el efecto de tres sistemas de manejo del residuo agrícola de cosecha (RAC): como cobertura (RC), incorporado en forma mecánica (RI) y quemado (RQ), sobre el desarrollo de microorganismos fijadores de nitrógeno, actividad microbiana enzimática total (FDA), actividad nitrato reductasa (NR), colonización radicular por hongos micorrízicos arbusculares (HMA) y producción de proteínas relacionadas con la glomalina total (PRGT) y fácilmente extractable (PRGFE). Los resultados obtenidos demuestran que los diferentes sistemas de manejo de RAC producen modificaciones en distintos parámetros biológicos del suelo, cuya manifestación depende de la época del año en la que se realizó la evaluación. A diferencia de los sistemas RC y RI, la quema del RAC luego de la cosecha afectó significativamente la actividad FDA y NR, y redujo tanto la presencia de HMA asociados al sistema radicular como los niveles de PRGT y PRGFE presentes en el suelo. Por esta razón, a diferencia de la quema del RAC, la conservación de este como cobertura o su incorporación constituyen alternativas de manejo sustentables para los cañaverales, ya que preservan tanto a los microorganismos fijadores de nitrógeno como a los HMA y también a diferentes actividades enzimáticas, contribuyendo de esta forma a la estabilización, funcionalidad y fertilidad del suelo..

Palabras clave: cañaveral, sustentabilidad, bioindicadores.

ABSTRACT

Soil biological indicators associated to different management systems of agricultural sugarcane harvest residue TRAP markers allow the identification of sugarcane transgenic lines that are genetically close to their parental genotype

Currently, the world sugar industry is replacing sugarcane burning before harvest, by the green cane harvest system. This practice constitutes a sustainable production alternative, recognized for its multiple benefits. In this work we evaluated the effects of three agricultural crop residue (RAC) management systems: as coverage (RC), mechanically incorporated (RI) and burned (RQ) on nitrogen fixing microorganisms development, total enzymatic microbial activity (FDA), nitrate reductase activity (NR), root colonization by arbuscular mycorrhizal fungi (HMA) and production of proteins related to total (PRGT) and easily extractable glomalin (PRGFE). Results obtained show that different RAC management systems produced modifications on soil biological parameters, whose manifestation depends on the time of year in which evaluation was carried out. Unlike RC and RI treatments, RAC burning after harvest significantly affected FDA and NR activity, and reduced both the presence of AMF associated with the root system, and the levels of soil PRGT and PRGFE. For this reason, unlike RAC burning, RAC preservation as a soil cover or its incorporation constitutes sustainable management alternative for cane fields, because they preserve both, nitrogen fixing microorganisms and HMA, as well as different enzymatic activities, thus contributing to soil stabilization, functionality and fertility.

Key words: sugarcane field, sustainability, bioindicators.

Fecha de recepción 07/08/2019 - Fecha de aceptación 04/11/2019

INTRODUCCIÓN

La producción de caña de azúcar para la elaboración de azúcar y obtención de energía es la actividad agroindustrial de mayor importancia económica y social del noroeste argentino, y se concentra en tres provincias de esta región: Tucumán, Salta y Jujuy. La provincia de Tucumán es la principal productora de caña de azúcar y de azúcar de Argentina, con una superficie cosechable estimada de 275.290 ha para la zafra 2019 (Fandos *et al.*, 2019). Durante los últimos años, la creciente necesidad de implementar sistemas agrícolas sustentables y amigables con el medio ambiente en el manejo de los campos de caña de azúcar ha llevado a la eliminación de la quema de los cañaverales como práctica asociada a la cosecha. La cosecha sin quema se conoce como cosecha de caña verde. Durante esta práctica se depositan sobre la superficie del suelo grandes cantidades de residuo agrícola de cosecha (RAC), constituido por restos de hojas y despuntes. Para las condiciones de Tucumán, la cantidad de RAC que se genera ha sido estimada entre 7 t y 18 t de materia seca/ha (Romero *et al.*, 2009; Digonzelli *et al.*, 2011a y Digonzelli *et al.*, 2016). La quema, tanto del cañaveral en pie o apilado como del RAC luego de la cosecha, son prácticas prohibidas por leyes nacionales y provinciales ya que ocasionan numerosos problemas, entre ellos, deterioran el medio ambiente, impiden el retorno de materia orgánica al suelo, producen pérdidas significativas de azúcar y afectan la salud de las personas que viven cerca de los cañaverales. Existen diferentes alternativas para manejar la gran cantidad de RAC que se genera luego de la cosecha en verde de la caña de azúcar y que comprenden la conservación sobre el suelo como cobertura ("mulching"), su incorporación en los primeros centímetros del perfil de suelo y por último su enfardado y retiro parcial o total del campo. Eliminar el RAC del suelo después de la cosecha puede ser recomendable en zonas con altas precipitaciones o donde existe la influencia de una napa freática cercana a la superficie del suelo. En estos lugares, dejar el RAC como cobertura sobre el suelo puede agravar los problemas de exceso de humedad y afectar negativamente el rendimiento cultural del cañaveral (Viator *et al.*, 2009; Sandhu *et al.*, 2013). Sin embargo, en zonas de cultivo en condiciones de secano sin presencia de una napa freática, mantener el RAC sobre el suelo podría mejorar la conservación de la humedad al reducir la evaporación del agua del suelo y aumentar la infiltración. La incorporación del RAC mediante el uso de implementos mecánicos es otra opción posible para aquellos lugares donde existen situaciones de exceso de humedad, como también es una alternativa para productores que no cuentan con el equipamiento adaptado para trabajar con RAC sobre el suelo. En Tucumán, el 80% de la caña de

azúcar se cultiva en secano y, en general, durante la brotación y el macollaje la disponibilidad hídrica es insuficiente para satisfacer los requerimientos del cañaveral. Por esto, en una gran parte del área cañera tucumana la conservación del RAC es una práctica que favorece la productividad (Digonzelli *et al.*, 2011b; Fernández de Ullivarri *et al.*, 2012; Fernández de Ullivarri *et al.*, 2017). En este sentido, el grupo de trabajo ha realizado numerosos estudios que demuestran que la conservación del RAC sobre la superficie del suelo aporta materia orgánica y mejora la estabilidad estructural del suelo, favorece la conservación de la humedad, disminuye la evaporación y mejora la infiltración del agua en el suelo, reduce la erosión y la temperatura del suelo en los primeros centímetros del perfil, permite el reciclado de nutrientes y favorece la actividad y el desarrollo de la microflora benéfica del suelo (Digonzelli *et al.*, 2011a; Digonzelli *et al.*, 2011b; Tortora *et al.*, 2013; Digonzelli *et al.*, 2016; Fernández de Ullivarri *et al.*, 2017). La evolución de la flora microbiana constituye uno de los parámetros críticos a tener en cuenta al evaluar la calidad del suelo debido a que la actividad biológica contribuye al mantenimiento de su fertilidad y funcionalidad. Actualmente, existen investigaciones destinadas a caracterizar las poblaciones microbianas de los suelos agrícolas y, en particular, a estudiar el efecto que las distintas prácticas agrícolas ejercen sobre la estructura y funcionalidad de las diferentes comunidades microbianas (Ding *et al.*, 2013). Teniendo en cuenta estas consideraciones, el objetivo del presente trabajo fue evaluar el efecto de diferentes sistemas de manejo del RAC luego de la cosecha en verde de la caña de azúcar sobre el crecimiento y desarrollo de microorganismos de importancia agrícola y sobre algunas de sus principales actividades metabólicas.

MATERIALES Y MÉTODOS

Descripción del ensayo

Todas las evaluaciones se realizaron sobre un ensayo implantado el 23 de agosto del 2011 en la finca El Potrero, perteneciente a la empresa Bulacio Argenti SA, ubicada en el departamento Simoca, en la región de la Llanura Deprimida Salina de la Provincia de Tucumán. El área se caracteriza por la presencia de una napa freática de tenor salino que fluctúa durante el año. Posee un mesoclima seco sub-húmedo cálido con una temperatura media anual de 19,5°C. La precipitación media anual disminuye desde 900 mm al SO hasta 650 mm en el este y el número de meses con deficiencia hídrica crece en el mismo sentido de 5 a 9, lo cual constituye una limitación climática para la caña de azúcar. Los suelos son de origen aluvial y heterogéneos en sus características texturales (Sanzano y Fadda, 2009). La finca El Potrero

cuenta con un sistema de drenajes que controlan el nivel de la napa freática. Se trabajó con la variedad LCP 85-384, por ser actualmente la más cultivada en Tucumán (Ostengo *et al.*, 2018). El lote se cosechó sin quemar con una máquina integral con despuntador múltiple y los tratamientos evaluados fueron los siguientes: a) mantenimiento del RAC como cobertura sobre el suelo (RC), b) eliminación del RAC mediante quema controlada poscosecha (RQ), y c) incorporación del RAC en los primeros centímetros del perfil (RI) mediante un equipo de cuatro paquetes de discos. El diseño experimental fue completamente aleatorizado con tres repeticiones por cada tratamiento. Cada parcela experimental estuvo conformada por cinco surcos de 10 metros de longitud y las evaluaciones se realizaron con el cañaveral en la edad de soca 5, es decir que las parcelas se mantuvieron cuatro años bajo los diferentes tratamientos antes del muestreo.

La cosecha del cañaveral se realizó el 07 de agosto de 2018 y la quema e incorporación del RAC de las parcelas RQ y RI se realizó el 13 de agosto de 2018. Tanto antes (AC, mayo 2018) como después de la cosecha (DC, septiembre 2018) se tomaron muestras de rizósfera (de 0 - 10 cm de profundidad), raíces y tallos de plantas ubicadas en diferentes lugares de cada parcela (tres muestras/parcela). Las muestras obtenidas se conservaron a 4°C hasta su procesamiento en el laboratorio.

Recuento de poblaciones bacterianas

Para el análisis de los microorganismos fijadores de nitrógeno presentes en la rizósfera, raíces y tallos de las plantas crecidas en los diferentes sistemas de manejo del RAC se utilizó la técnica del Número Más Probable (NMP) utilizando la Tabla de Mc Crady con tres repeticiones (Döbereiner *et al.*, 1995). En este caso, las muestras se sembraron en el medio de cultivo semisólido malato libre de nitrógeno (NFb) (Döbereiner *et al.*, 1995).

Determinación de actividades enzimáticas

Actividad enzimática total: se utilizó la técnica de la fluoresceína diacetato (FDA) descrita por Adam and Duncan (2000), que permite cuantificar la actividad de enzimas microbianas tales como proteasas, lipasas y estereasas no específicas asociadas a los procesos bioquímicos de suelo. Para ello, 2 g de suelo se resuspendieron en buffer fosfato de potasio 60 mM (pH 7,6) y FDA (1000 ug/ ml) (Sigma Aldrich, USA). La mezcla se incubó a 30°C durante 20 min, luego se detuvo la reacción con una mezcla de cloroformo y metanol (2:1 v/v) y se centrifugaron las muestras a 4000 rpm durante 5 min. Se conservó el sobrenadante a fin de cuantificar la fluoresceína liberada por acción enzimática a partir de FDA, midiendo absorbancia a 490 nm (A_{490}) en

espectrofotómetro. Se realizó una curva de calibración utilizando diferentes concentraciones de fluoresceína sódica (Sigma Aldrich, USA) como estándar.

Actividad nitrato reductasa: Se evaluó siguiendo la técnica descrita por Kandeler (1996), que permite cuantificar las pérdidas de nitrógeno asociadas a procesos microbianos de denitrificación. Para ello, se pesaron 5 g de suelo en cada uno de tres tubos cónicos de centrifuga tipo Falcon de 50 ml. A cada tubo se le agregó una mezcla de 4 ml de 2,4 dinitrofenol 0,9 mM, 1 ml de KNO_3 25 mM y 5 ml de agua destilada. Dos de los tubos se incubaron a 25 °C y uno a - 20 °C (control) durante 24 h. Después de la incubación, se descongeló el control a temperatura ambiente. A cada tubo se le agregó solución de KCl 4 M, se mezcló manualmente y se centrifugó a 4000 rpm durante 5 min. A 5 ml del sobrenadante se le agregaron 3 ml de buffer NH_4Cl 0,19 M, (pH 8,5) y 2 ml de solución de color (2 g de sulfanilamida, 0,1 g de N-(1 naftil) etilendiamina HCl y 20 ml de H_3PO_4 (85%)), y se midió absorbancia a 520 nm (A_{520}) en espectrofotómetro. La cuantificación del nitrito liberado se realizó por construcción de una curva de calibración utilizando diferentes concentraciones de $NaNO_2$ como estándar.

Análisis de hongos micorrízicos arbusculares (HMA)

I) Evaluación de la colonización radicular por micorrizas mediante cuantificación y tinción de raíces

Se utilizó la técnica descrita por Phillips and Hayman (1970). Para ello, las raíces correspondientes a las plantas crecidas en las diferentes parcelas RQ, RC y RI se lavaron con agua corriente y luego con agua destilada estéril. Posteriormente, se cortaron en fragmentos de 1 cm, los cuales se trataron con KOH 10% (p/v) a temperatura ambiente durante 20 h. Luego, los fragmentos se lavaron con agua destilada para eliminar el KOH y se sumergieron en una solución de HCl al 10% v/v durante 10 min, hasta que quedaron traslúcidas. Para realizar la tinción, las raíces se lavaron con agua corriente y se sumergieron en Azul de trypan 0,05 % (p/v), calentándolas a baño María (90°C) durante 10 min. De cada parcela se tomaron al azar muestras de 100 raíces que se montaron en glicerol y se observaron en el microscopio. Se cuantificó la cantidad de raíces colonizadas por HMA y los resultados se expresaron como porcentaje de colonización.

II) Extracción y cuantificación de proteínas relacionadas con la glomalina total (PRGT) y fácilmente extractable (PRGFE)

La glomalina es una glicoproteína producida por hongos micorrízicos que contribuye a la estabilización de los agregados de suelo. En este caso, la concentración de proteínas PRGT y PRGFE a partir de muestras de suelo

de las diferentes parcelas RQ, RC y RI se determinó utilizando la metodología propuesta por Wright and Upadhyaya (1996). Para la extracción de PRGT, a partir de 1 g de suelo se realizaron ciclos sucesivos de calentamiento en autoclave (121°C) por 60 min, usando buffer citrato 50 mM, pH 8, hasta que el sobrenadante no presentó color (aproximadamente cinco ciclos). Para la extracción de PRGFE, 1 g de suelo se resuspendió en buffer citrato 20 mM, pH 8. La suspensión se calentó en autoclave (121°C) por 30 min. El sobrenadante fue almacenado a 4°C hasta su análisis. La cuantificación de PRGT y PRGFE se realizó con la prueba de medición de proteínas totales de Bradford. Para ello se determinó la concentración de proteínas en los sobrenadantes obtenidos luego de la extracción con citrato de sodio por medición de la absorbancia (A_{595}), utilizando albúmina sérica bovina (ASB, Sigma Aldrich) como estándar.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los diferentes sistemas de manejo del RAC produjeron modificaciones en la viabilidad de las bacterias fijadoras de nitrógeno, las cuales al colonizar el suelo y los diferentes tejidos de las plantas de caña de azúcar incrementan el crecimiento mejorando los rendimientos del cultivo. En la Figura 1 se muestran los resultados correspondientes al recuento de los microorganismos fijadores de nitrógeno antes (AC) (barras oscuras) y después de la cosecha (DC) (barras claras). Según se puede observar, después de la cosecha, incorporación y quema del cañaveral hubo, en general, una disminución de las poblaciones de los microorganismos fijadores de

nitrógeno presentes en la rizósfera y asociados a las raíces de las plantas. La disminución en la viabilidad de estos microorganismos fijadores de nitrógeno podría explicarse por un lado, por las bajas temperaturas que ocurren en nuestra región entre los meses de mayo y septiembre; y por otro, por una perturbación del sistema producida tanto por la cosecha como por la quema y la incorporación del RAC en el suelo, que afectó principalmente las poblaciones de microorganismos que habitan la rizósfera y que colonizan externamente el sistema radicular de las plantas. Por el contrario, la viabilidad de los microorganismos fijadores de nitrógeno que se ubican en el interior de los tallos de las plantas de los diferentes tratamientos no se modificó. Esto se podría explicar teniendo en cuenta que se encuentran en un ambiente que está protegido de las condiciones externas (Di Fiore and Del Gallo, 1995).

A fin de confirmar los resultados obtenidos anteriormente, se cuantificó la actividad de algunas enzimas de suelo que participan en procesos bioquímicos que son claves para el funcionamiento de los agroecosistemas. Entre ellas, se cuantificó la tasa de hidrólisis de la FDA, la cual es considerada como un índice de actividad microbiana debido a que su hidrólisis es llevada a cabo por células activas que contienen lipasas, esterases y proteasas (Schnürer and Rosswall, 1982). Al analizar el efecto de los diferentes sistemas de manejo de RAC sobre la actividad enzimática total (FDA) (Figura 2a), se observó que antes de la cosecha y quema del cañaveral (AC, mayo), las parcelas RC y RI presentaron valores mayores a los observados en las parcelas RQ. Luego de la cosecha (DC, septiembre), todos los tratamientos presentaron una disminución en la actividad FDA. Estos

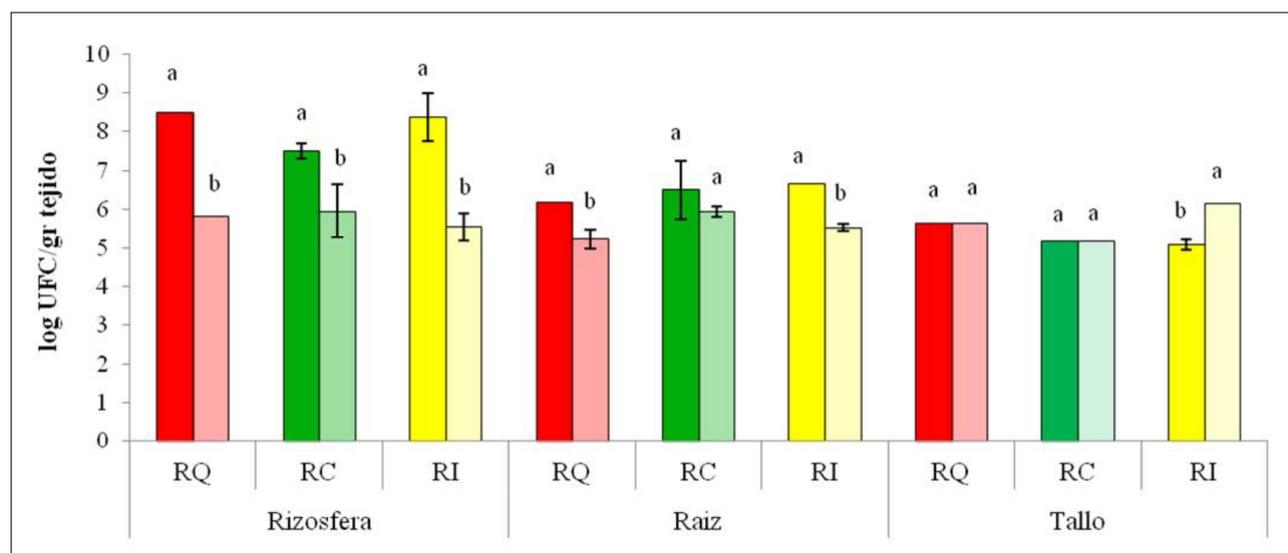


Figura 1. Recuento de microorganismos fijadores de nitrógeno presentes en la rizósfera, las raíces y los tallos de las plantas crecidas en los diferentes sistemas de manejo de RAC (RAC quemado (RQ), RAC como cobertura (RC) y RAC incorporado (RI)). Los recuentos se realizaron antes (AC, mayo 2018) (barras oscuras) y después (DC, septiembre 2018) (barras claras) de la cosecha. Letras distintas indican diferencias significativas (prueba de LSD Fisher $p \geq 0.05$).

resultados coinciden con los observados anteriormente al realizar el recuento de los microorganismos fijadores de nitrógeno en rizósfera y raíz, y probablemente se deba tanto a las bajas temperaturas que ocurren durante esa época del año, como a la perturbación del sistema que previo a la cosecha se encontraba en equilibrio. Otros microorganismos responsables de la actividad FDA en suelo son los aerobios mesófilos totales, hongos, levaduras y las bacterias del género *Pseudomonas* (Alkorta et al., 2003). En trabajos previos se ha demostrado que las bajas temperaturas disminuyen la viabilidad de estos grupos de microorganismos (Tortora et al., 2013). Esto podría explicar en parte la disminución en la actividad enzimática FDA observada durante los meses de bajas temperaturas. Por otro lado, la quema del RAC en las parcelas RQ afectó significativamente la actividad FDA. Las parcelas RQ presentaron valores significativamente menores, tanto antes como después de la cosecha, en comparación con los sistemas conservacionistas RC y RI. Resultados similares se obtuvieron al analizar la actividad NR (Figura 2b). La NR cataliza la reducción de NO_3^- a NO_2^- y es la primera enzima involucrada en el proceso de denitrificación del suelo. Su actividad es muy sensible a las prácticas agrícolas, pH del suelo, inhibidores y condiciones climáticas, por lo que se utiliza como bioindicador (Singh and Kumar, 2008). En este trabajo se observó que antes de la cosecha (AC, mayo), la actividad NR fue significativamente mayor en los tratamientos RC y RI en comparación con RQ. Luego de la cosecha (DC, septiembre), se observó una disminución en la actividad NR para todos los tratamientos evaluados.

Además, la actividad NR del suelo correspondiente a las parcelas RQ en comparación con la de los sistemas

conservacionistas (RC y RI), fue significativamente menor para las dos épocas evaluadas. Nuestros resultados coinciden con los reportados por Rachid et al., 2012, quienes demostraron que la quema del RAC afecta significativamente a la estructura de las poblaciones microbianas que participan en el ciclo del nitrógeno (N), como las bacterias oxidantes de amoníaco y las denitrificantes.

La diversidad de hongos del suelo es otro parámetro biológico utilizado frecuentemente para el estudio del efecto de diferentes prácticas agrícolas. Entre los hongos de suelo más importantes se destacan las micorrizas vesículo arbusculares (HMA), capaces de formar una asociación simbiótica con el sistema radicular de las plantas, favoreciendo la absorción de agua y nutrientes como el fósforo (P) (Smith and Read, 2008).

Al evaluar la presencia de HMA asociados al sistema radicular de plantas crecidas en las parcelas RC, RI y RQ, tanto antes (AC) como después (DC) de la cosecha, se observó que las raíces de todos los tratamientos presentaron asociación con HMA (Figura 3), en concordancia con lo reportado por Azevedo et al. (2014).

Sin embargo, el porcentaje de colonización fue diferente según el tratamiento evaluado. Como era de esperarse, los mayores porcentajes de colonización se observaron en las raíces de plantas crecidas en las parcelas RC y RI, en comparación con RQ, para los dos momentos evaluados. Así, el tratamiento RI presentó los mayores valores de colonización, seguido por el tratamiento RC. La mayor conservación de humedad del suelo cuando el RAC se deja como cobertura y el incremento en el contenido de materia orgánica como

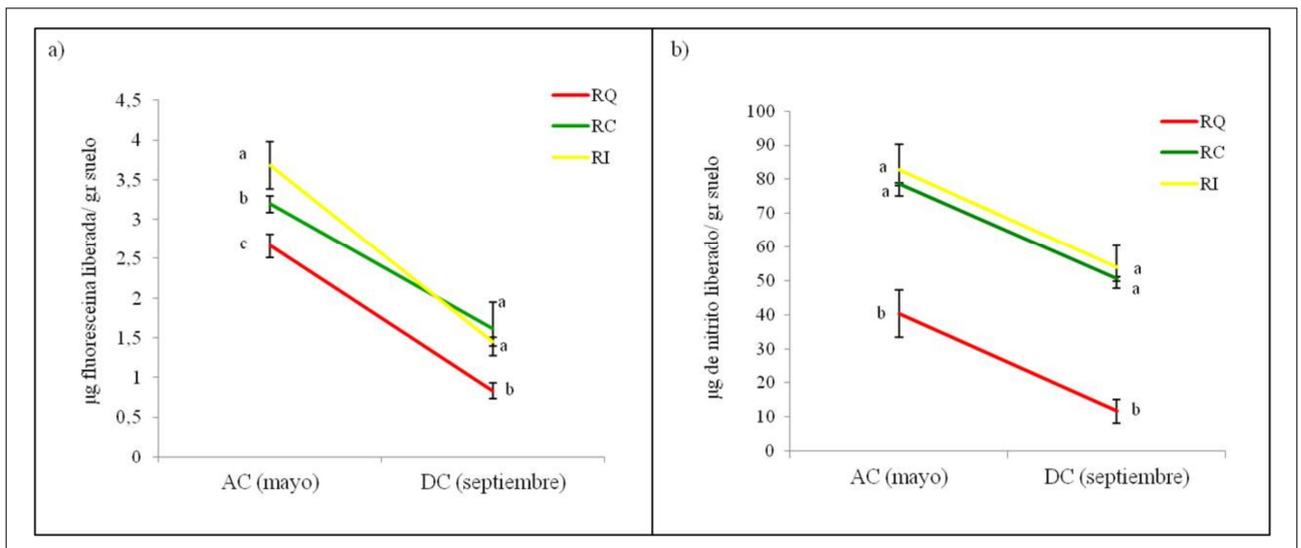


Figura 2. Cuantificación de la actividad enzimática en muestras de suelo de los diferentes sistemas de manejo de RAC, antes (AC, mayo 2018) y después (DC, septiembre 2018) de la cosecha. (a) Actividad enzimática total (FDA) y (b) actividad nitrato reductasa (NR). Letras distintas indican diferencias significativas (prueba de LSD Fisher $p \geq 0.05$).

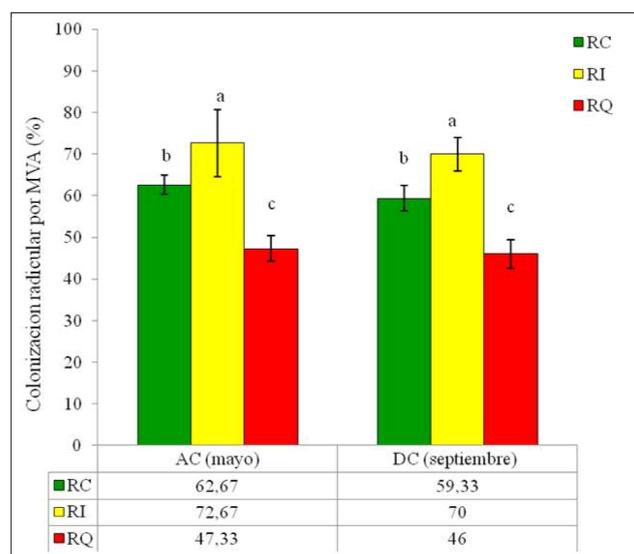


Figura 3. Cuantificación de la colonización radicular (%) por HMA de plantas crecidas en los diferentes sistemas de manejo de RAC (RC, RI y RQ) antes (AC, mayo 2018) y después (DC, septiembre 2018) de la cosecha. Letras distintas indican diferencias significativas (prueba de LSD Fisher $p \geq 0.05$)

resultado de la descomposición del RAC (más acelerada en el caso de RI) son factores que favorecen la colonización radicular por HMA (Azevedo *et al.*, 2014; Turmel *et al.*, 2015). Por otro lado, para todos los tratamientos no se observaron diferencias entre las dos épocas evaluadas. Esto podría explicarse teniendo en cuenta que los HMA colonizan el interior del sistema radicular, ubicándose en los espacios intercelulares, por lo que se encuentran en un ambiente protegido de las condiciones ambientales externas. Sin embargo, la quema del RAC en los tratamientos RQ afectó significativamente la colonización radicular por HMA probablemente debido a la muerte de los propágulos (O’dea, 2007). Teniendo en cuenta que la asociación de la caña de azúcar con HMA le permite al cultivo una mayor absorción de fósforo (P), mayor tolerancia a estrés hídrico y salino, resistencia a enfermedades, entre otras ventajas (Datta and Kulkarni, 2012), la conservación del RAC como cobertura (RC) o su incorporación en forma mecánica (RI) constituyen alternativas de manejo sustentables, que al favorecer la colonización radicular por HMA podrían contribuir a mejorar la productividad del cultivo de la caña de azúcar.

Por otro lado, los HMA producen una glicoproteína insoluble de alto peso molecular conocida como glomalina, que contribuye a establecer la estructura del suelo y además constituye una reserva de carbono (C) y nitrógeno a largo plazo (Wright and Upadhyaya, 1998; Wright *et al.*, 1999). Teniendo en cuenta que el contenido de glomalina del suelo es un parámetro sensible a los cambios en el manejo de los suelos agrícolas (Wright and Anderson, 2000), así como a la temperatura y a los efectos provocados por

un incendio a corto y mediano plazo (Lozano *et al.*, 2016), en este trabajo se evaluó el contenido de proteínas relacionadas con la glomalina total (PRGT) y fácilmente extractable (PRGFE) presentes en muestras de suelo de las parcelas con diferentes sistemas de manejo de RAC (Figura 4).

Estas evaluaciones se realizaron antes (AC) y después de la cosecha (DC), incorporación y quema del RAC. Según se puede observar en la Figura 4a, cuando el RAC se dejó como cobertura (RC) o se incorporó en forma mecánica (RI), el contenido de PRGFE fue significativamente mayor que en las parcelas con RAC quemado (RQ) tanto antes (AC) como después (DC) de la cosecha. Resultados similares se obtuvieron al analizar el contenido de PRGT de los diferentes tratamientos (Figura 4b). En este caso, las parcelas RC y RI presentaron valores significativamente mayores que RQ tanto antes (AC) como después de la cosecha (DC). Según lo reportado por Pattinson *et al.* (1999), la glomalina junto con otros parámetros de suelo como la estabilidad de agregados, la textura, el contenido de carbono y los HMA son significativamente afectados por el calor. En el último muestreo realizado (DC) se observa además que el contenido de PRGT correspondiente al suelo de las parcelas RI fue significativamente mayor al resto de los tratamientos evaluados. Estos resultados se corresponden con los obtenidos al evaluar el porcentaje de colonización radicular por HMA, lo que era de esperarse considerando que la presencia de proteínas relacionadas con la glomalina en el suelo está estrechamente relacionada con el contenido de esporas de HMA (Seguel *et al.*, 2008).

CONCLUSIONES

Los diferentes sistemas de manejo de RAC produjeron modificaciones en la microflora y en la funcionalidad de los suelos.

Las actividades enzimáticas FDA y NR resultaron indicadores biológicos muy sensibles tanto a las condiciones ambientales como a la perturbación del sistema por la cosecha, quema o incorporación del RAC.

La quema del RAC disminuyó significativamente los valores de FDA y NR en comparación con los sistemas conservacionistas RC y RI. Además, la quema del RAC afectó tanto la colonización radicular de las plantas por HMA como la producción de PRGT y PRGFE.

La viabilidad de las poblaciones de microorganismos fijadores de nitrógeno que colonizan el suelo y que se asocian al sistema radicular de las plantas fue afectada negativamente, tanto por época del año en que se realizó la evaluación como por la perturbación del sistema debida a la cosecha, quema e incorporación del RAC. Por el contrario, aquellos endofíticos capaces de colonizar el interior de los tallos de las plantas, al

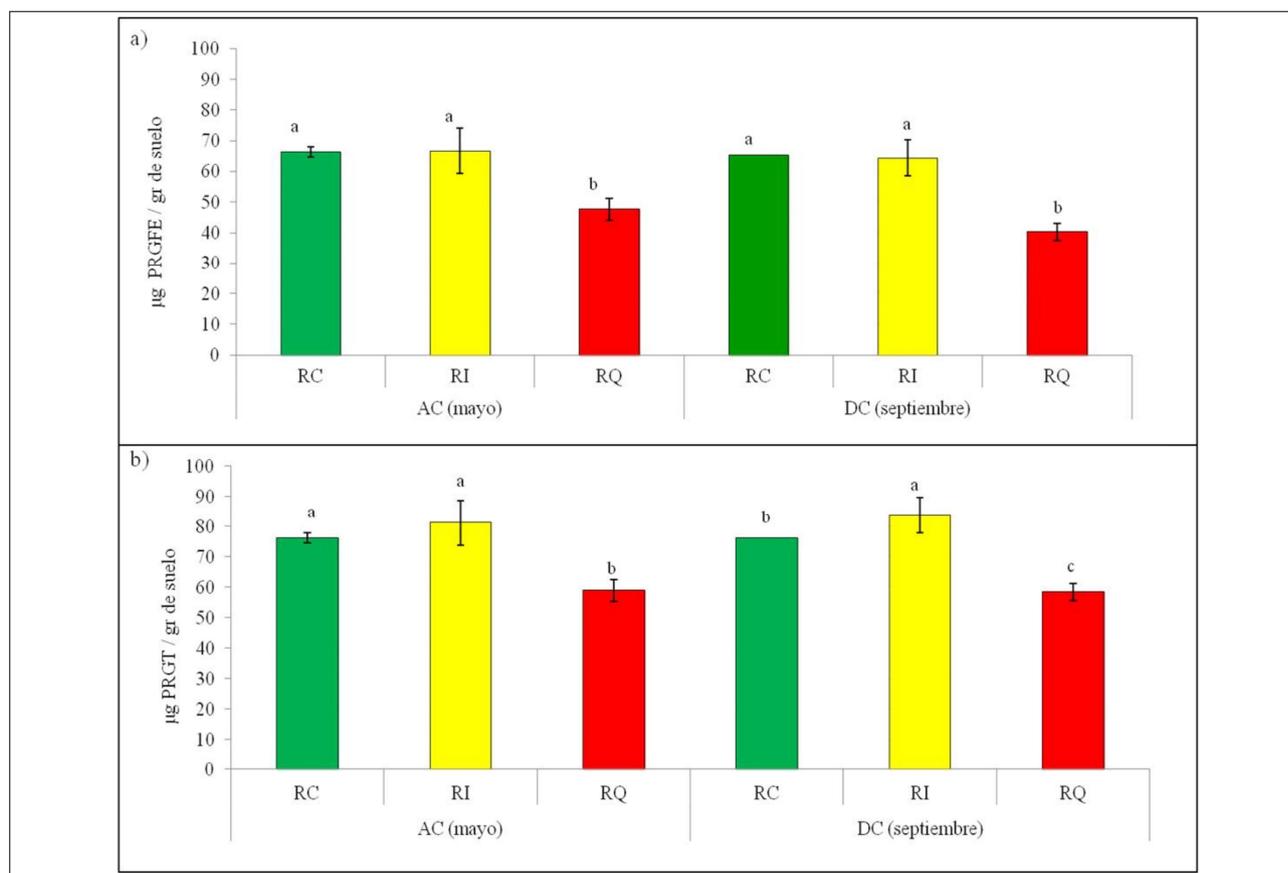


Figura 4. Cuantificación de proteínas relacionadas con la glomalina total (PRGT) y fácilmente extractable (PRGFE) para los diferentes tratamientos evaluados antes (AC) y después (DC) de la cosecha. Letras distintas indican diferencias significativas (prueba de LSD Fisher $p \geq 0.05$).

encontrarse en un ambiente protegido de las condiciones externas, conservaron su viabilidad. Por este mismo motivo la colonización radicular intercelular por HMA no se modificó antes y después de la cosecha en ninguno de los tratamientos evaluados.

En este trabajo se demostró que la conservación del RAC como cobertura o su incorporación en forma mecánica constituyen alternativas de manejo más sustentables para los cañaverales, a diferencia de la quema del RAC. Estos nuevos sistemas preservan tanto a los microorganismos fijadores de nitrógeno como a los HMA, como así también a diferentes actividades enzimáticas, contribuyendo así a la estabilización, funcionalidad y fertilidad del suelo.

BIBLIOGRAFÍA CITADA

Adam, G. and H. Duncan. 2000. Development of a sensitive and rapid method for the measurement of total microbial activity using fluorescein diacetate (FDA) in a range of soils. *Soil Biol. Biochem.* 33: 943-951

Alkorta, I.; A. Aizpurua; P. Riga; I. Albizu; I. Amézaga

and C. Garbisu. 2003. Soil enzyme activities as biological indicators of soil health. *Rev. Environ. Health.* 18 (1): 65-73.

Azevedo, L. C. B. D.; S. L. Stürmer and M. R. Lambais. 2014. Early changes in arbuscular mycorrhiza development in sugarcane under two harvest management systems. *Braz. J. Microbio.* 45 (3): 995-1005.

Datta, P. and M. Kulkarni. 2012. Arbuscular mycorrhizal fungal diversity in sugarcane rhizosphere in relation with soil properties. *Not. Sci. Biol.* 4 (1): 66-74.

Di Fiore, S. and M. Del Gallo. 1995. Endophytic bacteria: their possible role in the host plant. En: Fendrik, I.; M. del Gallo; J. Vanderleyden and M. de Zamaroczy (eds.), *Azospirillum VI and related microorganisms*, Springer, Berlin, Heidelberg, pp. 169-187.

Digoncelli, P. A.; E. R. Romero; L. G. P. Alonso; J. Fernández de Ullivarri; H. Rojas Quinteros; J. Scandaliaris J and S Fajre. 2011a. Assessing a sustainable sugar cane production system in Tucumán, Argentina. Part one: Sugar cane harvest residue (trash) decomposition dynamics. *Rev. Ind. y Agríc. de Tucumán.* 88 (1): 1-12.

- Digonzelli, P. A.; J. Fernández de Ullivarri; M. L. Tortora; M. Medina and M. F. Leggio Neme. 2016.** Evaluación de la descomposición del residuo de la cosecha en verde de la caña de azúcar (RAC) en Tucumán, Argentina. En: 10° Congreso de la Asociación de Técnicos Azucareros de Latinoamérica y el Caribe ATALAC 2016, Veracruz, México.
- Digonzelli, P. A.; M. J. Tonatto; E. R. Romero; G. A. Sanzano; J. Fernández de Ullivarri; J. A. Giardina and J. Scandaliaris. 2011b.** Assessing a sustainable sugar cane production system in Tucumán, Argentina. Part II: soil water and thermal regime, stalks population dynamics and sugarcane production. *Rev. Ind. y Agríc. de Tucumán.* 88 (2):1-10.
- Ding, G.; Y. M. Piceno; H. Heuer; N. Weinert; A. B. Dohrmann; A. Carrillo; G. L. Andersen; T. Castellanos; C. C. Tebbe and K. Smalla. 2013.** Changes of soil bacterial diversity as a consequence of agricultural land use in a semiarid ecosystem. *PLoS One.* 8: (3) e59497.
- Döbereiner, J.; V. L. D. Baldani and J. I. Baldani. 1995.** Como isolar e identificar bacterias diazotróficas de plantas não-leguminosas. Brasília-DF: EMBRAPA-SPI.
- Fandos, C.; J. Scandaliaris; P. Scandaliaris; J. I. Carreras Baldrés; F. J. Soria; J. Giardina y E.R. Romero. 2019.** Área cosechable y producción de caña de azúcar y azúcar para la zafra 2018 en Tucumán. *Reporte Agroind.* 166.
- Fernández de Ullivarri, J.; M. F. Leggio Neme; M. L. Tortora; E. R. Romero y P. A. Digonzelli. 2017.** Dinámica de la población de tallos, componentes del rendimiento cultural y producción de caña en diferentes sistemas de manejo del cañaveral en Tucumán, Argentina. *Rev. Agron. Noroeste Argent.* 37 (1): 9-17.
- Fernández de Ullivarri, J.; P. A. Digonzelli; M. Medina; M. F. Leggio; A. Robledo y J. Tonatto. 2012.** Efecto del residuo agrícola de la cosecha en verde de la caña de azúcar (RAC) sobre los componentes del rendimiento cultural y la producción de caña por unidad de superficie. En: 18° Reunión Técnica Nacional de la Caña de Azúcar SATCA, Tucumán, Argentina, pp. 35-40.
- Kandeler, E. 1996.** Nitrification and Denitrification. En: Schinner, F.; R. Öhlinger; E. Kandeler and R. Margesin (eds.), *Methods in Soil Biology*, Springer, Berlin, Heidelberg, pp. 146-149.
- Lozano, E.; P. Jiménez-Pinilla; J. Mataix-Solera; V. Arcenegui and J. Mataix-Beneyto. 2016.** Sensitivity of glomalin-related soil protein to wildfires: Immediate and medium-term changes. *Sci. Tot. Environ.* 572: 1238-1243.
- O’dea, M. E. 2007.** Influence of mycotrophy on native and introduced grass regeneration in a semiarid grassland following burning. *Restor Ecol.* 15: 149-155.
- Ostengo, S; J. V. Díaz; M. A. Espinosa; E. R. Chavanne; M. Aybar Guchea; D. D Costilla y M. I. Cuenya. 2018.** Distribución de variedades comerciales de caña de azúcar en la provincia de Tucumán. *Relevamiento de la campaña 2016/2017. Avance Agroind.* 39 (4): 22-27.
- Pattinson, G. S.; K. A. Hammill; B. G. Sutton and P. A. McGee. 1999.** Simulated fire reduces the density of arbuscular mycorrhizal fungi at the soil surface. *Mycol. Res.* 103 (4): 491-496.
- Phillips, J. M and D. S. Hayman. 1970.** Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *T. Brit. Mycol. Soc.* 55(1): 158-IN18.
- Rachid, C. T.; M. C. Piccolo; D. C. A. Leite; F.C. Balieiro; H. L. C. Coutinho; J. D. Van Elsas and A. S. Rosado. 2012.** Physical-chemical and microbiological changes in Cerrado Soil under differing sugarcane harvest management systems. *BMC Microbiol.* 12(1):170.
- Romero, E. R.; J. Scandaliaris; P. A. Digonzelli; L. G. Alonso; M. F. Leggio Neme; J. A. Giardina; S. D. Casen; M. J. Tonatto and J. Fernández de Ullivarri. 2009.** Effect of variety and cane yield on sugarcane potencial trash. *Rev. Ind. y Agríc. de Tucumán* 86 (1): 9-13.
- Sandhu, H. S.; R. A. Gilbert; G. Kingston; J. F. Subiros; K. Morgan; R. W. Rice; L. Baucum; J. M. Shine and L. Davis. 2013.** Effect of sugarcane harvest residue on nutrient recycling and cane yield. En: 18° International Society of Sugar Cane Technologists Congress, San Pablo, Brasil, pp. 1-3.
- Sanzano G. A. and G. S. Fadda. 2009.** Características de los suelos para caña de azúcar: recomendaciones de manejo. En: Romero E. R.; P. A. Digonzelli and J. Scandaliaris (eds.), *Manual del Cañero*, EEAOC, Argentina, pp. 23-34.
- Schnürer, J. and T. Rosswall. 1982.** Fluorescein diacetate hydrolysis as a measure of total microbial activity in soil and litter. *Appl. Environ. Microbiol.* 43 (6): 1256-1261.
- Seguel, A.; R. Rubio; R. Carrillo; A. Espinosa and F. Borie. 2008.** Niveles de glomalina y su relación con características químicas y biológicas del suelo (andisol) en un relicto de bosque nativo del sur de Chile. *Bosque (Valdivia)* 29 (1): 11-22.
- Singh, D. K. and Kumar, S. 2008.** Nitrate reductase, arginine deaminase, urease and dehydrogenase activities in natural soil (ridges with forest) and in cotton soil after acetamiprid treatments. *Chemosphere* 71 (3): 412-418.

- Smith, S. E. and D. J. Read. 2008.** The symbionts forming arbuscular mycorrhizas. En: Smith, S. E. and D. J. Read, Mycorrhizal Symbiosis, Academic Press, Amsterdam, The Netherlands, pp. 13-41.
- Tortora M. L.; N. Grellet Naval; L. Vera; J. Fernández de Ullivarri; P. A. Digonzelli y E. R. Romero. 2013.** Efecto del residuo agrícola de la cosecha en verde de la caña de azúcar en el desarrollo de microorganismos de importancia agrícola y ambiental. Rev. Ind. Agríc. de Tucumán 90 (1): 61-68.
- Turmel, M. S.; A. Speratti; F. Baudron; N. Verhulst and B. Govaerts. 2015.** Crop residue management and soil health: A systems analysis. Agr. Syst. 134: 6-16.
- Viator, H. P.; J. Flanagan; L. Gaston; S. Hall; J. Hoy; T. Hymel; C. Kennedy; B. Legendre; J. J. Wang and M. Zhou. 2009.** The influence of post-harvest residue management on water quality and sugarcane yield in Louisiana. J. Am. Soc. Sugar Tech. 29: 1-10.
- Wright, S. F. and A. Upadhyaya. 1996.** Extraction of an abundant and unusual protein from soil and comparison with hyphal protein of arbuscular mycorrhizal fungi. Soil Sci. 161: 575-586.
- Wright, S. F. and A. Upadhyaya. 1998.** A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. Plant Soil 198:97-107.
- Wright, S. F.; J. Starr and I. Paltineanu. 1999.** Changes in aggregate stability and concentration of glomalin during tillage management transition. Soil Sci. Soc. Am. J. 63:1825-1829.
- Wright, S. F. and R. L. Anderson. 2000.** Aggregate stability and glomalin in alternative crop rotations for the central Great Plains. Biol Fertil Soils 31 (4): 249-253.