

Efecto de la biodesinfección de suelos sobre las comunidades fúngicas edáficas asociadas a cultivos hortícolas

J. I. Marín-Guirao^{1,*}, M. de Cara-García², J. C. Tello-Marquina¹

(1) Grupo de investigación AGR-200 "Producción vegetal en sistemas de cultivos mediterráneos". CIAIMBITAL. Dpto. de Agronomía. Universidad de Almería. Ctra. Sacramento s/n 04120. Almería, España.

(2) Dpto. de Protección Vegetal Sostenible. IFAPA-La Mojonera. Camino San Nicolás n.1, 04745. La Mojonera, España.

* Autor de correspondencia: J.I. Marín-Guirao [jignaciomarin@gmail.com]

> Recibido el 29 de marzo de 2019 - Aceptado el 04 de septiembre de 2019

Martín-Guirao, de Cara-García, M., Tello-Marquina, J.C. 2019. Efecto de la biodesinfección de suelos sobre las comunidades fúngicas edáficas asociadas a cultivos hortícolas. *Ecosistemas* 28(3):63-72. Doi.: 10.7818/ECOS.1708

Efecto de la biodesinfección de suelos sobre las comunidades fúngicas edáficas asociadas a cultivos hortícolas: La desinfección de suelos agrícolas, es una práctica habitual en los sistemas de cultivo hortícolas, que puede condicionar la composición y estructura de las comunidades microbianas del suelo. La biodesinfección ejerce una disminución del inóculo patógeno en el suelo, si bien al incorporar enmiendas orgánicas como material biodesinfectante, la repercusión sobre el resto de poblaciones fúngicas no es únicamente biocida. En este trabajo se ha estudiado el efecto de la biodesinfección con distintas materias orgánicas sobre una fracción fúngica cultivable (hongos y oomicetos) presente en el suelo de un invernadero, con y sin solarización, así como, su variación a lo largo de la secuencia de cultivos tomate-sandía. Independientemente de la adición de la técnica de biodesinfección evaluada, se redujeron significativamente las densidades y diversidad fúngicas de la capa superficial del suelo. Posteriormente, la presencia de hongos en el suelo aumentó con el primer cultivo, y se mantuvo, aumentando al final del segundo cultivo. Sin embargo, los valores de micodiversidad no se restablecieron del todo, siendo el suelo sin adición de materia orgánica ni solarización, el que mayor diversidad recuperó al final del estudio. La prevalencia en las muestras de *Acremonium*, *Alternaria*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Fusarium* y *Penicillium*, refleja una funcionalidad fúngica potencial vinculada a la fertilidad del suelo, a su papel fitopatógeno o antagonista, o como fuente de alimento, que no se perdería en estos sistemas productivos con este tipo de biodesinfecciones.

Palabras clave: biofumigación; biosolarización; comunidad fúngica; índices de biodiversidad; invernadero; oomicetos

Martín-Guirao, de Cara-García, M., Tello-Marquina, J.C. 2019. Effect of soil biodesinfection on soil fungal communities associated to horticultural crops. *Ecosistemas* 28(3):63-72. Doi.: 10.7818/ECOS.1708

Effect of soil biodesinfection on soil fungal communities associated to horticultural crops: Soil disinfection is a common practice in horticulture, that can influence the composition and structure of edaphic microorganism communities. Bio-disinfection is a method that provokes a decrease in the pathogenic inoculum in the soil, although by incorporating organic amendments as a bio-disinfectant material, the impact on other fungal populations is not only biocidal. In this work we have studied the effect of bio-disinfection with different organic materials on a cultivable fungal fraction (fungi and oomycetes) present in the soil of a greenhouse, with and without solarisation, as well as, its variation along the sequence of watermelon and tomato crops. Regardless of the addition of the bio-disinfection technique evaluated, the fungal densities and diversity of the topsoil were significantly reduced. Subsequently, the presence of fungi in the soil increased with the first crop, and remained, increasing at the end of the second crop. However, the values of micodiversity were not fully restored, with the control soil without the addition of organic matter or solarization, recovering the greatest diversity at the end of the study. The prevalence of *Acremonium*, *Alternaria*, *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Fusarium* and *Penicillium* in most of the samples reflects a potential fungal functionality that would not be lost in these productive systems with this type of bio-disinfection. The remaining functionality is linked to soil fertility, phytopathogenicity, antagonism, or food source for other trophic levels.

Key words: biofumigation; biosolarisation; fungal community; indexes of biodiversity; greenhouse; oomycetes

Introducción

La diversidad microbiana juega un papel esencial en el mantenimiento de la multifuncionalidad de los ecosistemas (Delgado-Baquerizo et al. 2016). Los microorganismos edáficos intervienen de manera activa en la descomposición de materiales orgánicos, la mineralización de la Materia Orgánica (MO) del suelo, así como, en otras transformaciones químicas en los suelos, permitiendo la transferencia de materia y energía entre las comunidades biológicas establecidas sobre y bajo el suelo (Hooper et al. 2000; Murphy

et al. 2007; Wardle et al. 2004). De esta manera, en los sistemas agrícolas los microorganismos edáficos son esenciales en las redes tróficas del suelo, actuando sobre la disponibilidad de nutrientes y la producción de material vegetal, que son considerados sus servicios más importantes en el mantenimiento del bienestar humano (Bardgett y van der Putten 2014; Delgado-Baquerizo et al. 2016). Entre los microorganismos incluidos en las comunidades microbianas del suelo, los hongos están directamente relacionados con la fertilidad del suelo (Lucas et al. 2014; Pankhurst y Lynch 1995; Siciliano et al. 2014; Tiessen et al. 1994; Tisdall 1991). Por ello, la ri-

queza y diversidad de géneros fúngicos habitantes del suelo puede considerarse un indicador de la fertilidad del suelo en los agrosistemas (Marín-Guirao et al. 2019).

Son numerosas las prácticas agrícolas, tales como el uso de enmiendas orgánicas, que pueden afectar a la actividad y la estructura de la microbiota edáfica (Albiach et al. 2000; Carrera et al. 2007; Larkin et al. 2011; Pérez-Piqueres et al. 2006; Perucci 1992; Saison et al. 2006; Schutter et al. 2001). De hecho, las comunidades microbianas presentes en suelos de cultivos gestionados bajo criterios agroecológicos han mostrado ser distintas en términos de composición y abundancia, de los presentes en suelos de cultivos gestionados de manera convencional, con efectos directos e indirectos en la salud de las plantas y la productividad de los cultivos (Esperschütz et al. 2007; Hartmann et al. 2006; Sommermann et al. 2018). Así mismo, la desinfección de suelos agrícolas para el control de organismos fitopatógenos representa una de las prácticas agrícolas con mayor impacto sobre las comunidades microbianas edáficas. Esta práctica, común en sistemas de producción intensiva, presenta diversas alternativas no químicas, entre las que la incorporación de MO en el suelo (incluida la biodesinfección) supone una medida efectiva, a la vez que económicamente viable y respetuosa con el medio ambiente (Alabouvette et al. 2005).

El objetivo de esta investigación fue evaluar el efecto de la aplicación de enmiendas orgánicas comúnmente empleadas en tratamientos de biodesinfección, sin y con posterior solarización (i.e. biofumigación y biosolarización, respectivamente), sobre la microbiota edáfica (hongos, y oomicetos), así como, su comportamiento en un suelo arenado durante un cultivo de tomate seguido de un cultivo de sandía, secuencia muy común entre los agricultores del sureste peninsular español.

La información obtenida de estudios que comparan los efectos de diferentes MOs comúnmente empleadas en tratamientos de biodesinfección sobre la dinámica de las comunidades microbianas del suelo, es de gran utilidad para investigadores y productores interesados en maximizar los beneficios agronómicos asociados al mantenimiento de un adecuado contenido microbiano en el suelo.

Material y métodos

Localización, tipo de invernadero y suelo

La parte experimental de este trabajo se ha desarrollado en un invernadero de 2000 m² localizado en la finca de la fundación UAL-ANECOOP, en la provincia de Almería (longitud 2171° y latitud 36 518°). El clima de la zona de estudio es árido/mediterráneo con inviernos suaves y veranos secos y calurosos. El invernadero era de tipo "raspa y amagado" con cubierta de polietileno, que es la estructura más habitual en la zona de cultivo de Andalucía Oriental (Valera et al. 2017). Al comienzo del trabajo, el suelo de la finca

contenía un 15% de arcilla, 25% de limo, y 60% de arena, tratándose así de un suelo franco-arenoso siguiendo la clasificación del suelo del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA). Su pH y CE en el extracto saturado era 7.7 y 3350 µS/cm, con un contenido de MO del 1.91%, nivel de nitrógeno nítrico de 97 mg kg⁻¹, nivel de fósforo disponible (Olsen) de 86 mg kg⁻¹, nivel de potasio intercambiable 471 mg kg⁻¹, nivel de Sodio 293 mg kg⁻¹, nivel de Calcio 16 158 mg kg⁻¹, y el nivel de Magnesio fue de 294 mg kg⁻¹. Se trata de un suelo de desmonte con enmienda física, que estaba acolchado con arena, al modo de arenado típico almeriense (Bretones 2003).

Diseño experimental y cultivos

El trabajo dio comienzo en julio de 2011, cuando se iniciaron los tratamientos de biodesinfección. Se siguió un diseño experimental con parcelas divididas con cuatro repeticiones por tratamiento. El factor principal tuvo dos niveles: "suelo sin solarizar", "suelo solarizado". El factor secundario fue el tipo de MO incorporada al suelo, y contó con 5 niveles: "Testigo": Tratamiento control, sin aportar MO al suelo; "Biofence": 0.3 kg·m⁻² Biofence® (Triumph Italia of Cerealtoscana Group, Livorno, Italy), constituido por pellets deshidratados de harina de semilla de *Brassica carinata* compuestos de 84.2% MO con 6% N, 7% P2O5, 2.6% K2O, 4.4% SO3, 0.9% MgO, más elementos traza; "Biofence+": "Biofence" + 0.16 l·m⁻² de un preparado microbiológico comercial con 10⁵ Unidades Formadoras de Colonia (UFC) por ml de *Azospirillum brasilense*, *Azotobacter choococum* y *Bacillus megaterium*; "Brassicas": 0.8 kg·m⁻² *Brassica oleacea* var. *italica* deshidratadas y empacadas; "Brassicas+": "Brassicas" + 0.15 kg·m⁻² de gallinaza deshidratada. Se resumen los tratamientos en la **Tabla 1**. Resultaron 40 parcelas elementales de 40 m² cada una. En los tratamientos de biofumigación, las MOs fueron enterradas bajo la arena y para mantener el sellado y evitar la pérdida de gases fruto de la descomposición de la materia orgánica, tras un primer riego a saturación de 4 horas (24 l·m⁻²), se aplicaron riegos de 1 hora (6 l·m⁻²) cada 3 días durante los 30 que abarcó el tratamiento. En los tratamientos de biosolarización, después de enterrar las MOs bajo la arena, se cubrió el suelo con un polietileno transparente con un grosor de 50 µm (200 galgas) y a continuación se aplicó un solo riego a saturación (24 l·m⁻²). En el testigo sin MO con el suelo cubierto con plástico (se considera tratamiento de solarización), se empleó el mismo tipo de plástico y a continuación se aplicó un solo riego a capacidad de campo (24 l·m⁻²). En el tratamiento control absoluto, no se incorporaron MOs al suelo y tampoco fueron solarizados, y se siguió el mismo régimen de riegos que en los tratamientos de biofumigación.

La temperatura del suelo a 15 cm de profundidad fue medida durante la duración de los tratamientos con un equipo HOB0 U23-001 Pro v2 (Onset Computer Corp., Bourne, MA, USA).

Tabla 1. Tratamientos biodesinfectantes practicados en el experimento.

Table 1. Biodisinfestant treatments carried out in the trial.

Factor principal	Factor secundario	Materia orgánica incorporada
Suelo sin solarizar (biofumigación)	Biofence	0.3 kg·m ⁻² Biofence®
	Biofence+	0.3 kg·m ⁻² Biofence® + 0.16 l·m ⁻² preparado microbiológico
	Brassicas	0.8 kg·m ⁻² <i>Brassica oleacea</i> var. <i>italica</i> deshidratadas y empacadas
	Brassicas+	0.8 kg·m ⁻² <i>Brassica oleacea</i> var. <i>italica</i> deshidratadas y empacadas + 0.15 kg·m ⁻² de gallinaza deshidratada
	Testigo	-
Suelo solarizado (biosolarización)	Biofence	0.3 kg·m ⁻² Biofence®
	Biofence+	0.3 kg·m ⁻² Biofence® + 0.16 l·m ⁻² preparado microbiológico
	Brassicas	0.8 kg·m ⁻² <i>Brassica oleacea</i> var. <i>italica</i> deshidratadas y empacadas
	Brassicas+	0.8 kg·m ⁻² <i>Brassica oleacea</i> var. <i>italica</i> deshidratadas y empacadas + 0.15 kg·m ⁻² de gallinaza deshidratada
	Testigo	-

Finalizados los tratamientos biodesinfectantes, se retiró el plástico del suelo, y se procedió con el primer cultivo, que fue de tomate (*Solanum lycopersium* Mill cv. "Amilda", Syngenta). El trasplante se realizó el día 3 de Agosto de 2011, y el ciclo de cultivo finalizó el 16 de Enero de 2012 (166 Días Después de Trasplante=DDT). El marco de plantación empleado fue de 2 plantas/m²). A continuación, se realizó el segundo cultivo, sandía (*Citrullus lanatus* Thumb cv. "Fenway", Monsanto) injertada en el portainjertos "RS841" (*C. maxima* x *C. moschata*, Rijk Zwaan, Holanda) que fue trasplantada el día 1 de Febrero de 2012, finalizando su cultivo el 15 de Mayo de 2012 (104 DDT). El marco de plantación empleado fue de 0,25 plantas/m². Las prácticas culturales llevadas a cabo para ambos cultivos (riego, fertilización, entutorado, etc.) fueron las habituales en la zona. Durante los cultivos no fue necesario tratar contra ninguna enfermedad fúngica, tampoco se realizaron tratamientos al suelo durante los mismos. La temperatura dentro del invernadero fue medida durante el transcurso de los cultivos con el mismo equipo empleado para medir la temperatura del suelo.

Muestreo de suelos

Se realizaron 10 muestreos (M) de suelo en distintos momentos:

- M1: Antes de las biodesinfecciones (24/05/2011)
- M2: Después de las biodesinfecciones (25/07/2011)
- M3-M6: Durante el ciclo de cultivo de tomate (64, 92, 124 y 153 DDT)
- M7: Tras finalizar el ciclo de cultivo de tomate (166 DDT)
- M8-M9: Durante el ciclo de cultivo de sandía (28 y 70 DDT)
- M10: Tras finalizar el ciclo de cultivo de sandía (117 DDT)

Las muestras consistieron en un homogeneizado de aproximadamente 500 g por parcela elemental. Los puntos de muestreo fueron tomados siempre en el centro de la unidad experimental para evitar el "efecto borde", a una profundidad de 0 a 30 cm. Previo a la toma de muestra se retiraba la capa de arena.

Preparación de las muestras

Las muestras se secaron en sobres de papel en condiciones de laboratorio hasta que estabilizaron su peso, y entonces fueron molidas y tamizadas por una criba de 200 micras de luz, siguiendo las indicaciones de Tello et al. (1991).

Análisis de suelos

Los métodos analíticos empleados para conocer la composición microbiológica de los suelos fueron los siguientes:

Método de las suspensiones-diluciones sucesivas en agua estéril para la evaluación de la microbiota fúngica (Tello et al. 1991). Se empleó medio de cultivo agarizado Agar Patata Dextrosa (Applichem, Alemania). Se realizaron 10 repeticiones de cada muestra y dilución para cada uno de los muestreos realizados. Por este método, y haciendo uso del mismo medio de cultivo, también se analizaron las micobiotas fúngicas de las MOs utilizadas, siendo las muestras en este caso, homogeneizados de 5 sacos diferentes de pellets de Brassicas, de 5 sacos de gallinaza deshidratada, y de 2 recipientes de preparado microbiológico comercial, para cada caso. La incubación se realizó en el laboratorio a temperatura ambiente (23-27 °C) durante 4-7 días. A continuación, se procedió al conteo de las Unidades Formadoras de Colonias (UFC) fúngicas, y su identificación morfológica a escala de género (Barnett y Hunter 1972; Ellis 1971). Tan solo los hongos pertenecientes al género *Fusarium* fueron identificados morfológicamente a escala de especie de acuerdo con Nelson et al. (1983) y Leslie y Summerell (2006).

Método de trampas vegetales para evaluar la presencia de oomicetos, empleando pétalos de clavel (De Cara et al. 2011). Se realizaron 5 repeticiones de cada muestra para cada uno de los muestreos realizados. La identificación morfológica de oomicetos

pertenecientes al género *Pythium* se realizó de acuerdo con Van der Plaats-Niterink (1981), determinando presencia o ausencia en cada una de las repeticiones.

Parámetros descriptivos de la comunidad fúngica

Para la descripción de la estructura de la comunidad fúngica se seleccionaron dos índices clásicos de diversidad: Riqueza de géneros de Margalef (Margalef 1958) y el Índice de diversidad de Shannon–Wiener, base log_e (Shannon y Weaver 1949). Para el cálculo de estos índices se consideró la abundancia total como el número total de UFC en la muestra; abundancia de un género fúngico determinado como el número de UFC de ese género presente en la muestra, y diversidad como el número total de géneros. Estos índices fueron calculados en cuatro momentos: Antes y después de los tratamientos, y a la finalización de los cultivos de tomate y de sandía.

Análisis estadístico de los datos

Con el fin de evaluar diferencias significativas en las variables UFC de hongos y % presencia de oomicetos antes de realizar cada uno de los diferentes tratamientos, y para cada uno de los muestreos posteriores, se aplicó un test no paramétrico (Kruskal-Wallis), dado que no se encontró una transformación de los datos que cumpliera las asunciones de normalidad y homocedasticidad requeridas por los tests paramétricos. Estos análisis se realizaron considerando para su análisis únicamente el factor secundario (Fernández et al. 2010).

Para la evaluación de los parámetros descriptivos de la comunidad fúngica (riqueza de géneros de Margalef e índice de diversidad de Shannon–Wiener) se han agrupado los tratamientos considerando el primer factor del diseño experimental, quedando configurados cuatro niveles: biofumigación, biosolarización, solarización y testigo absoluto. En este caso se realizaron análisis de la varianza (single ANOVA) para cada uno de los cuatro muestreos considerados, seguidos del test de rango múltiple de Duncan al 95% de confianza para la comparación de las medias (Fernández et al. 2010). Todos los datos de este trabajo fueron analizados con el paquete estadístico STATGRAPHIC CENTURION XVI v16.2.04 (Manugistic Incorporate, Rockville, MD).

Resultados

Condiciones climáticas durante los cultivos

En el interior del invernadero el promedio de las temperaturas máximas y mínimas fueron 29.1±7.6 °C y 17.1±5.6 °C durante el cultivo de tomate, y 35.1±7.0 °C y 13.5±3.5 °C en el periodo que abarcó el cultivo de sandía.

Temperatura del suelo durante los tratamientos biodesinfectantes

En todos los casos estudiados, la temperatura mínima a 15 cm de profundidad fue superior a la temperatura mínima ambiental. Los rangos de temperatura medidos en el suelo fueron (en °C): 26.94 a 38.17, 27.36 a 42.56, 26.74 a 37.78, y 26.21 a 42.65, en testigo (suelo desnudo), suelo solarizado, suelo biofumigado, y suelo biosolarizado, respectivamente (Fig. 1). Las mínimas temperaturas alcanzadas en los tratamientos solarizados (solarización y biosolarización) estuvieron muy cercanas a las alcanzadas en los tratamientos no solarizados (testigo y biofumigación). Por el contrario, las máximas temperaturas alcanzadas en los tratamientos solarizados mostraron de manera generalizada valores 4-5 °C superiores a los tratamientos no solarizados. Así, en los tratamientos solarizados se superaron los 40 °C, mientras que en los no solarizados no se alcanzó esta temperatura. La incorporación de las enmiendas orgánicas no resultó en un incremento de temperatura.

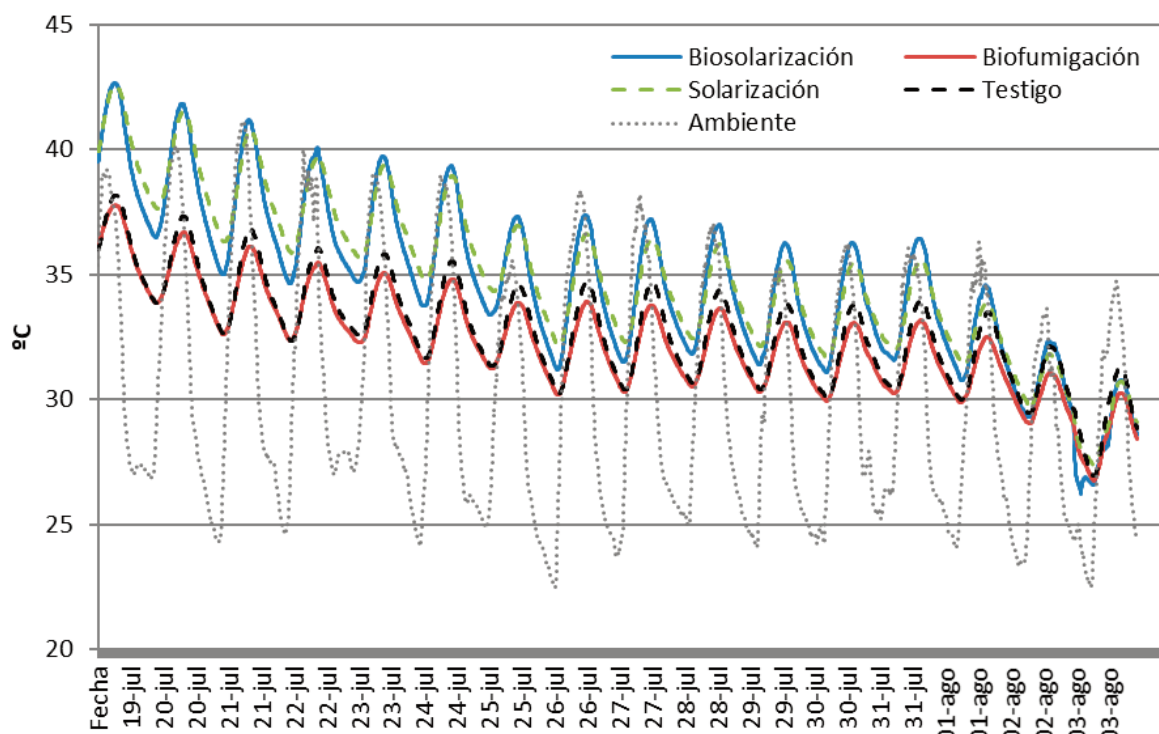


Figura 1. Gráficas de temperatura del suelo a 15 cm de profundidad durante los tratamientos.

Figure 1. Soil temperature graphs at 15 cm deep during the treatments.

Microbiota fúngica presente en las materias orgánicas empleadas

La **Tabla 2** muestra las poblaciones totales de hongos ($0.5\text{-}6.0 \times 10^2$ UFC). En el caso de los pellets de Brassicas (Biofence®), los hongos aislados pertenecían exclusivamente al género *Penicillium*, en la gallinaza deshidratada pertenecían a los géneros *Aspergillus* y *Cladosporium*, y en el caso del preparado microbiológico a *Aspergillus*, *Mucor* y *Penicillium*.

Efecto de los tratamientos biodesinfectantes sobre la microbiota edáfica (hongos y oomicetos)

La densidad total de hongos soportada antes de realizar las desinfecciones disminuyó significativamente (Kruskal-Wallis, $p\text{-valor} \leq 0.001$) después de los tratamientos con las diferentes enmiendas orgánicas aplicadas tanto mediante biofumigación (**Fig. 2A**) como biosolarización (**Fig. 2B**). Especialmente llamativo es el caso de hongos del género *Fusarium* que, tras presentar las mayores poblaciones en los análisis previos a las desinfecciones, después de los tratamientos decrecen hasta casi desaparecer en las parcelas biofumigadas, a la vez que no son aislados de los suelos biosolarizados (**Tabla 3**).

La presencia de oomicetos antes de realizar las desinfecciones (*Pythium aphanidermatum* en todos los casos) disminuyó significativamente tras los tratamientos con las diferentes enmiendas orgánicas aplicadas tanto en biofumigación (**Fig. 3A**) como en biosolarización (**Fig. 3B**). Este descenso también se produjo en las parcelas testigo sin enmiendas orgánicas.

Variación de la microbiota edáfica (hongos y oomicetos) en el suelo durante el ciclo de cultivo de tomate y sandía

En todos los muestreos realizados antes y después de los tratamientos, así como durante los ciclos de cultivo de tomate y sandía, y al finalizar los mismos, la densidad total de hongos presentó diferencias significativas (Kruskal-Wallis, $p\text{-valor} \leq 0.001$) en función de la enmienda orgánica adicionada tanto mediante biofumigación (**Fig. 4A**) como mediante biosolarización (**Fig. 4B**). De forma general, y para todos los tratamientos, se aprecian constantes varia-

ciones en el tiempo sin mostrar una tendencia definida. Son especialmente llamativas las elevadas desviaciones observadas en todos los tratamientos.

Para ambas técnicas de biodesinfección, la tendencia a lo largo del cultivo de tomate fue muy parecida, presentando densidades de población muy cercanas en valor en todos los muestreos realizados, a excepción del muestreo 4M, realizado 92 DDT y 21 semanas después de los tratamientos, en el que para la biosolarización la densidad de población fúngica crece debido exclusivamente a hongos del género *Aspergillus* (**Tabla 4**), alcanzando un valor muy superior a los obtenidos en los muestreos anterior (64 DDT) y posterior (124 DDT) a éste, valor 4 veces mayor a la densidad de población inicial en el suelo, antes de realizar las biodesinfecciones. Al final del cultivo de tomate las poblaciones fúngicas del suelo descendieron de manera acusada.

La tendencia a lo largo del cultivo de sandía fue muy parecida a la observada durante el cultivo de tomate. Así mismo, llama la atención la elevada densidad de población obtenida en el primer muestreo (28 DDT) en los suelos testigo. En el posterior muestreo (70 DDT), para todos los casos considerados, las poblaciones fúngicas disminuyen notoriamente. Tras finalizar el cultivo de sandía, las poblaciones fúngicas se incrementan de manera general.

Los resultados de los parámetros descriptivos de la comunidad fúngica evaluados son mostrados en la **figura 5**. Tan solo fueron detectadas diferencias significativas para el índice de diversidad de Shannon–Wiener al finalizar el cultivo de sandía, momento en el que los suelos que recibieron tratamientos que incluían solarización (i.e. solarización y biosolarización) muestran valores inferiores que las parcelas testigo, que no recibieron enmiendas orgánicas, ni tampoco fueron solarizados.

El efecto biocida sobre los oomicetos observado en todos los tratamientos experimentales se mantuvo durante el ciclo de cultivo de tomate, e incluso tras el mismo, manteniendo el inóculo en niveles no detectables mediante la técnica empleada. Por el contrario, es durante el cultivo de sandía cuando de nuevo vuelven a detectarse. Al finalizar el mismo, los oomicetos son detectados en todos los tratamientos realizados (**Fig. 6A, 6B**).

Tabla 2. Poblaciones de hongos en las materias orgánicas empleadas en los tratamientos de biodesinfección, expresado en UFC·g⁻¹ suelo seco.**Table 2.** Fungi population in the organic matters used in the biodisinfection treatments expressed in CFU·g⁻¹ dry soil.

Materia Orgánica	Hongos (U.F.C)
⁽¹⁾ Brassicas pellets (Biofence®)	0.80±0.79
⁽¹⁾ Gallinaza deshidratada	0.50±0.71
⁽²⁾ Preparado microbiológico	0.60±0.99
Brassicas deshidratadas	—

— no se realizó análisis; ⁽¹⁾x10²·g⁻¹ suelo seco; ⁽²⁾x10³·g⁻¹ suelo seco

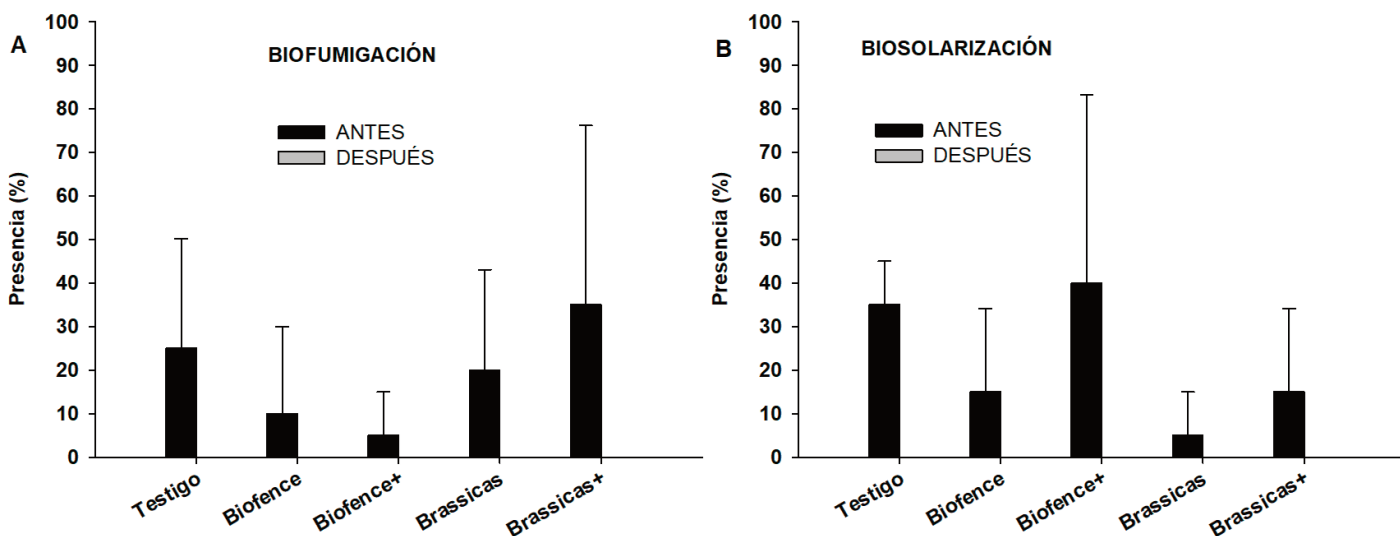
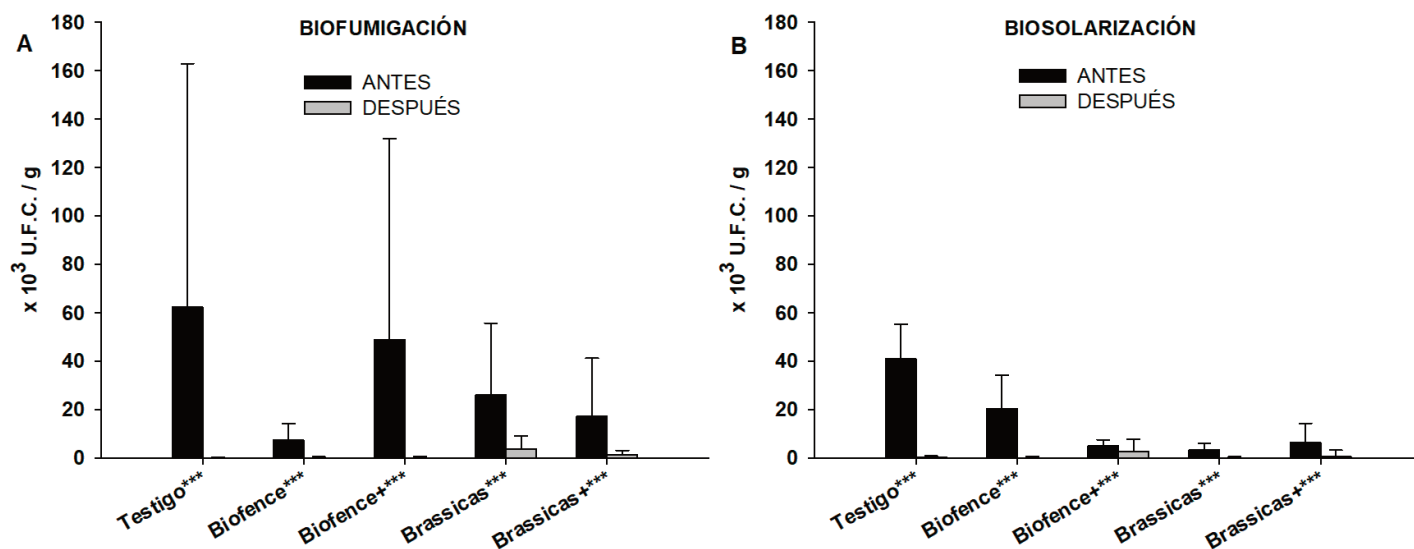


Tabla 3. Variación de la densidad de población de los principales géneros de hongos aislados en el suelo del invernadero antes (M1) y después (M2) de las biodesinfecciones (biofum=biofumigación y biosol=biosolarización), durante los cultivos de tomate (M3-M7) y sandía (M8-M10) consecutivos (campaña 2011-2012). Valores (media \pm desviación estándar) expresados en 10^3 UFC·g⁻¹ de suelo seco.

Table 3. Variation of population density of the main isolated fungi genera in greenhouse soil before (M1) and after (M2) biodesinfections (biofum=biofumigation and biosol=biosolarisation), during tomato cycle (M3-M7) and during watermelon cycle (M8-M10). Values (mean \pm standard deviation) expressed in 10^3 CFU·g⁻¹ of dry soil.

Muestras	Biodesinfecciones	<i>Alternaria</i> spp.	<i>Acremonium</i> spp.	<i>Aspergillus</i> spp.	<i>Cladosporium</i> spp.	<i>Fusarium</i> spp.	<i>Penicillium</i> spp.
M1 (Antes de las biodesinfecciones)	Biofum	0.30 \pm 0.48	0.00 \pm 0.00	2.75 \pm 7.08	0.10 \pm 0.31	31.65 \pm 64.53	0.41 \pm 0.78
	Biosol	0.00 \pm 0.00	0.00 \pm 0.00	1.18 \pm 3.50	0.17 \pm 0.38	17.10 \pm 17.89	0.21 \pm 0.45
M2 (Después de las biodesinfecciones)	Biofum	3.50 \pm 1.58	0.00 \pm 0.00	1.05 \pm 3.06	0.10 \pm 0.30	0.20 \pm 0.41	0.13 \pm 0.33
	Biosol	0.00 \pm 0.00	0.00 \pm 0.00	0.26 \pm 0.44	0.26 \pm 0.53	0.00 \pm 0.00	1.33 \pm 3.65
M3 (64 DDT)	Biofum	1.85 \pm 2.23	0.00 \pm 0.00	7.91 \pm 14.72	0.18 \pm 0.48	0.98 \pm 1.68	0.15 \pm 0.43
	Biosol	0.10 \pm 0.32	0.00 \pm 0.00	3.41 \pm 12.58	0.88 \pm 2.26	0.30 \pm 0.57	0.13 \pm 0.33
M4 (92 DDT)	Biofum	0.37 \pm 0.59	0.00 \pm 0.00	6.87 \pm 17.20	1.43 \pm 2.33	0.00 \pm 0.00	0.11 \pm 0.32
	Biosol	0.20 \pm 0.40	0.00 \pm 0.00	33.89 \pm 46.08	1.50 \pm 2.01	0.30 \pm 0.48	0.37 \pm 0.76
M5 (124 DDT)	Biofum	0.30 \pm 0.57	0.00 \pm 0.00	19.14 \pm 31.58	4.10 \pm 8.63	0.00 \pm 0.00	0.57 \pm 0.97
	Biosol	0.00 \pm 0.00	0.00 \pm 0.00	2.18 \pm 3.41	9.29 \pm 20.50	0.20 \pm 0.42	0.15 \pm 0.52
M6(153 DDT)	Biofum	0.00 \pm 0.00	3.08 \pm 10.58	1.27 \pm 2.27	0.14 \pm 0.38	0.00 \pm 0.00	0.20 \pm 0.42
	Biosol	0.40 \pm 0.70	0.50 \pm 0.83	9.64 \pm 23.62	3.55 \pm 5.54	0.00 \pm 0.00	0.15 \pm 0.43
M7 (Final tomate)	Biofum	0.15 \pm 0.37	0.23 \pm 0.42	0.29 \pm 0.67	0.33 \pm 0.53	0.10 \pm 0.32	0.20 \pm 0.46
	Biosol	0.10 \pm 0.31	2.31 \pm 3.73	0.25 \pm 0.49	0.73 \pm 1.35	1.10 \pm 1.52	0.30 \pm 0.47
M8 (28 DDT)	Biofum	0.10 \pm 0.32	0.30 \pm 0.57	2.61 \pm 5.35	0.90 \pm 0.74	33.16 \pm 64.03	7.20 \pm 15.31
	Biosol	0.00 \pm 0.00	1.56 \pm 1.67	8.74 \pm 18.73	0.90 \pm 1.27	12.03 \pm 21.31	0.64 \pm 0.98
M9 (70 DDT)	Biofum	0.10 \pm 0.32	0.35 \pm 0.59	1.36 \pm 2.35	0.42 \pm 0.64	1.39 \pm 1.98	0.65 \pm 1.56
	Biosol	0.00 \pm 0.00	0.30 \pm 0.47	0.89 \pm 1.41	0.38 \pm 0.74	4.78 \pm 8.94	0.47 \pm 0.90
M10 (Final sandía)	Biofum	0.00 \pm 0.00	4.50 \pm 7.10	2.67 \pm 5.50	0.00 \pm 0.00	2.27 \pm 2.24	0.90 \pm 1.91
	Biosol	2.25 \pm 2.55	17.17 \pm 24.32	3.54 \pm 6.60	0.00 \pm 0.00	9.43 \pm 23.16	0.14 \pm 0.35

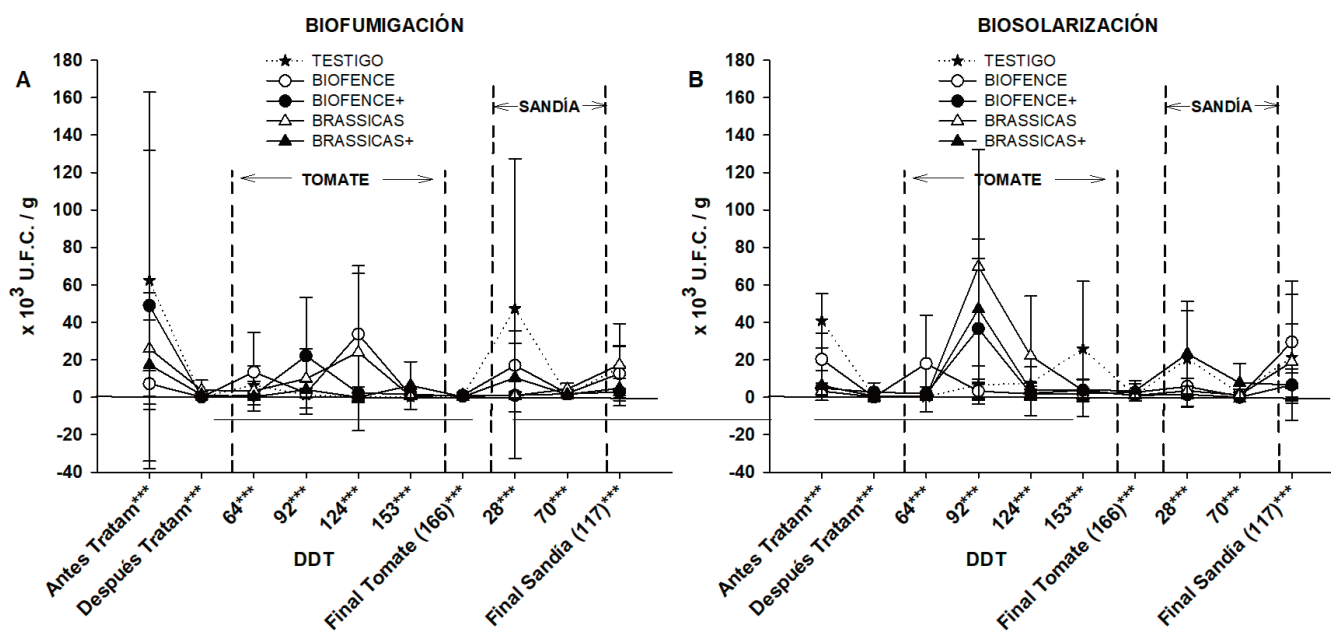


Figura 4. Variación de la densidad total de hongos en función de las distintas enmiendas orgánicas adicionales (Testigo=—; Biofence=0.3 kg m⁻² Biofence®; Biofence+=Biofence + 0.16 l Biolimp®; Brassicas=0.8 kg m⁻² Brassica oleracea; Brassicas+=Brassicas + 0.15kg m⁻² Orgevit®) mediante Biofumigación (A) y Biosolarización (B). Valores (media \pm desviación estándar) expresados en 10^3 UFC/g de suelo seco antes y después de los tratamientos, y durante los ciclos de cultivo de tomate y de sandía consecutivos. DDT= Días Después del Trasplante. ***=p \leq 0.001 mediante el test de Kruskal-Wallis.

Figure 4. Variation of the total fungi density depending on different organic matters (Control test=—; Biofence=0.3 kg m⁻² Biofence®; Biofence+=Biofence + 0.16 l Biolimp®; Brassicas=0.8 kg m⁻² Brassica oleracea; Brassicas+=Brassicas + 0.15kg m⁻² Orgevit®) added through Biofumigation (A) and Biosolarisation (B). Values (mean \pm standard deviation) expressed in 10^3 CFU·g⁻¹ of dry soil before and after the treatments, and during the consecutive tomato and watermelon crop cycles. DDT= Days After Planting. ***=p \leq 0.001through Kruskal-Wallis test.

Tabla 4. Géneros/Especies de hongos aislados antes y después de las aplicaciones de materia orgánica, y durante los ciclos de tomate y sandía consecutivos. Los resultados se muestran para los casos biofumigación (Biofum) y biosolarización (Biosol).

Table 4. Genera/Species of isolated fungi before and after the applications of organic matter, and during the tomato and watermelon cycles. The results are shown for biofumigation cases (Biofum) and biosolarisation (Biosol).

	Antes		Después		Tomate		Sandía		Frecuencia (10M)
	Biofum	Biosol	Biofum	Biosol	Biofum	Biosol	Biofum	Biosol	
<i>Absidia</i> spp.	+	-	-	-	-	-	+	-	2
<i>Acremonium</i> spp.	-	-	-	+	+	+	+	+	8
<i>Alternaria</i> spp.	-	+	+	-	+	+	+	+	10
<i>Aspergillus</i> spp.	+	+	+	+	+	+	+	+	10
<i>Botrytis</i> spp.	-	-	-	-	-	+	-	-	1
<i>Cladosporium</i> spp.	+	+	+	+	+	+	+	+	10
<i>F. equiseti</i> sp.	+	+	-	-	-	-	-	-	1
<i>F. oxysporum</i> sp.	+	+	+	-	+	+	+	+	9
<i>F. solani</i> sp.	+	+	+	-	-	+	+	+	6
<i>Humicola</i> spp.	+	+	-	-	-	+	+	+	4
<i>Macrophoma</i> spp.	-	-	-	-	+	-	-	-	1
<i>Mucor</i> spp.	+	-	-	-	+	+	+	+	5
<i>Penicillium</i> spp.	+	+	+	+	+	+	+	+	10
<i>Pythium</i> spp.	+	+	-	-	-	-	+	+	4
<i>Phoma</i> spp.	+	-	+	-	-	+	+	-	5
<i>Rhizoctonia</i> spp.	+	+	-	-	+	+	+	-	5
<i>Rhizopus</i> spp.	+	+	+	+	-	-	+	-	5
<i>Stachybotrys</i> spp.	-	-	-	-	+	+	+	+	5
<i>Stemphylium</i> spp.	-	-	-	-	+	+	-	-	1
<i>Trichoderma</i> spp.	-	-	-	-	+	-	-	-	1
<i>Ulocladium</i> spp.	+	+	-	-	-	-	+	+	3
<i>Verticillium</i> spp.	-	-	-	-	-	+	-	-	1
No identificado spp.	+	+	+	+	+	+	+	+	10
TOTAL	15	13	9	6	13	16	17	13	

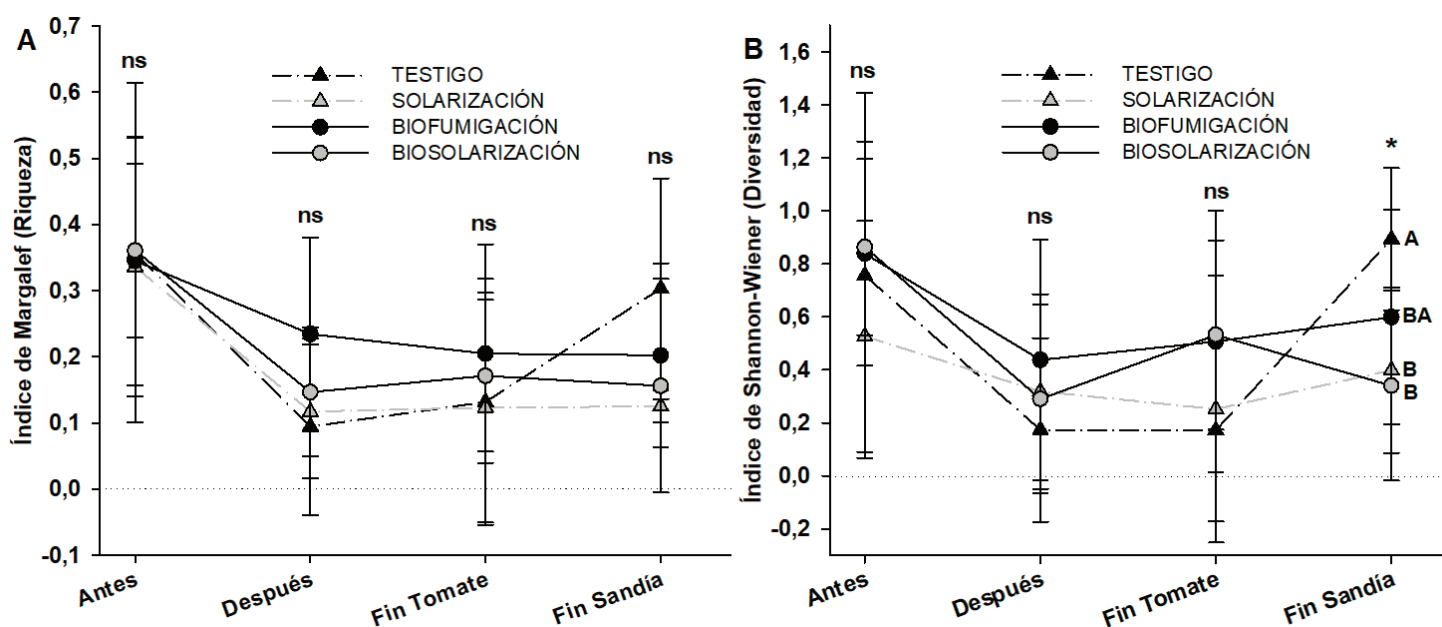


Figura 5. Variación de la estructura de la comunidad fúngica en función de los cuatro niveles del factor principal: “biofumigación”, “biosolarización”, “solarización” y “testigo”. Los resultados se muestran en función de dos índices clásicos de diversidad: Riqueza de géneros de Margalef (A) e Índice de diversidad de Shannon–Wiener (B). Valores (media \pm desviación estándar) expresados antes y después de los tratamientos, y a la finalización de los cultivos de tomate y de sandía. Diferentes letras muestran diferencias significativas mediante el test de rango múltiple de Duncan. * = significancia a $p \leq 0.05$.

Figure 5. Variation of the structure of the fungal community depending on the four levels included in the main factor: “biofumigation”, “biosolarisation”, “solarisation” and “control test”. Results of two classical indexes of biodiversity are shown: Margalef genus richness (A) and the Shannon-Wiener diversity index (B). Values (mean \pm standard deviation) expressed before and after the treatments, and at the end of the consecutive tomato and watermelon crop cycles. Different letters show significant differences based on Duncan’s multiple range test. * = significance level at $p \leq 0.05$.

encontramos grupos con roles diferenciados que pueden orientar posibles interpretaciones al respecto. Por un lado, se evidencia que a las biodesinfecciones pueden sobrevivir propágulos de géneros fúngicos que incluyen a especies fitopatógenas (i.e. *Fusarium*, *Pythium*, *Rhizoctonia*, *Phoma*, *Stemphylium*, *Ulocladium*), que, aunque no afectaron a los cultivos de tomate y sandía de este estudio, podrían afectar a otros cultivos hospedadores. Diferente fue el comportamiento de hongos del género *Trichoderma*, que no sobrevivieron a las condiciones de ausencia de cultivo estival ni a las biodesinfecciones. Este género incluye especies a las que se le atribuyen cualidades para el control de organismos fitopatógenos y cualidades bioestimulantes y biofertilizantes en plantas (Harman et al. 2004; Marín-Guirao et al. 2016a; 2016b). Otros diversos géneros de hongos conocidos por su capacidad saprofitaria (*Alternaria*, *Aspergillus*, *Cladosporium* y *Penicillium*) aparecen durante todos los muestreos, independientemente del tratamiento y del momento de muestreo. Estos hongos y sus hifas actúan como actores principales en la formación y estabilización de los agregados del suelo (Tisdall 1991), lo que tiene una estrecha relación con la fertilidad del mismo. Entre ellos, también es conocido el papel de *Aspergillus* y *Penicillium* en el ciclo del nitrógeno en el suelo, interviniendo en los procesos de nitrificación (Hora e Iyengar 1960), siendo conocido el gen *amdS* de *Aspergillus nidulans* que codifica una acetamidasa que cataliza la hidrólisis de la acetamida en acetato y amonio (Hynes 1978). Además, diversos autores han reportado especies de *Aspergillus* y *Penicillium* con poder antagonista frente a diversos patógenos del suelo (De Cal et al. 2009; Suárez-Estrella et al. 2007). En definitiva, las funcionalidades atribuibles a estos géneros supervivientes no se perderían tras los tratamientos biodesinfectantes, aunque se reduciría su potencial funcional, que iría aumentando a lo largo de los ciclos de cultivo, al incrementarse la presencia de estos hongos en el suelo. Una respuesta similar sería esperable para los organismos dependientes de estos hongos en las redes tróficas.

Tras realizar diferentes técnicas de desinfección, incluidas la biofumigación y la biosolarización, y durante un ciclo de cultivo de pimiento, Martínez et al. (2009) concluyen que los géneros fúngicos más frecuentes fueron *Aspergillus*, *Fusarium*, *Rhizopus* y *Penicillium*, igualmente con predominio de *Aspergillus* y *Fusarium*. Es por ello que, este conjunto de géneros a menudo constituye casi la relación completa de los hongos aislados del suelo en medios de cultivo agarizados, dando lugar a la creencia, generalmente aceptada, de que existe una micoflora uniforme que aparece en casi todos los tipos de suelo (Tello y Lacasa 1990; Martínez et al. 2009; Marín-Guirao et al. 2019).

Así mismo, al igual que en este estudio, en el trabajo de Martínez et al. (2009), las poblaciones de hongos iniciales se recuperaron 20-30 semanas después de los tratamientos de biodesinfección, y el muestreo anterior y posterior al del muestreo con mayor densidad de hongos, por lo general también muestran poblaciones muy bajas.

Conclusiones

El efecto del aumento de temperatura del suelo y su sostenimiento, previo al cultivo de tomate, en las condiciones de invernadero de Almería, con suelos cubiertos con acolchado de arena, parece suficiente para reducir las poblaciones fúngicas de la fracción de la capa superficial del suelo (topsoil), independientemente de la adición de las enmiendas orgánicas estudiadas, y de la utilización de plástico para solarizar.

Sin embargo, la presencia de hongos en el suelo empieza a aumentar significativamente una vez que se inicia el primer ciclo de cultivo (tomate), y se mantiene durante el mismo y durante un segundo cultivo (sandía), llegando a presentar valores próximos a los iniciales (antes de los tratamientos de biodesinfección).

En cuanto a los índices de micodiversidad, el efecto depresor atribuido a los tratamientos previos al cultivo de tomate, no se restablece del todo, ni siquiera al finalizar el segundo ciclo (sandía), siendo el suelo sin adición de materia orgánica ni solarización, el que mayor diversidad recupera.

El papel de estos hongos a estas profundidades, donde se desarrollan mayoritariamente las raíces de los cultivos de invernadero, puede repercutir interfiriendo en la red trófica al limitar inicialmente el desarrollo de las comunidades que se nutren directamente de hongos, si bien no desaparecen funcionalidades potenciales relativas a la descomposición de la materia orgánica, al papel fitopatógeno de algunas especies, o al antagonismo entre hongos.

Referencias

- Alabouvette, C., Olivian, C.H., Steinberg, C.H. 2005. Maîtrise des Communautés Microbiennes pour Lutter Contre les Maladies D'origine Tellurique. En: Regnault-Roger C. (ed.), *Enjeux Phytosanitaires pour L'agriculture et L'environnement*. Lavoisier, Paris, Francia.
- Albiach, R., Canet, R., Pomares, F., Ingelmo, F. 2000. Microbial biomass content and enzymatic activities after the application of organic amendments to a horticultural soils. *Bioresource Technology* 75: 43-48.
- Bardgett, R.D., Van der Putten, W.H. 2014. Belowground biodiversity and ecosystem functioning. *Nature* 515: 505-511.
- Barnett, H.L., Hunter, B.B. 1972. *Illustrated Genera of Imperfecti Fungi*, 4th Edition, Macmillan Publishing Company, Nueva York, Estados Unidos.
- Bretones, F. 2003. El enarenado. En: Camacho Ferre, F. (coord.), *Técnicas de producción en cultivos protegidos Vol I*, pp. 109-118. Caja Rural Intermediterránea, Cajamar, Instituto de estudios Cajamar. Almería, España.
- Carrera, L.M., Buyer, J.S., Vinyard, B., Abdul-Baki, A.A., Sikora, L.J., Teasdale, J.R. 2007. Effects of cover crops, compost, and manure amendments on soil microbial community structure in tomato production systems. *Applied Soil Ecology* 37: 247-255.
- De Cal, A., Szejnberg, A., Sabuquillo, P., Melgarejo, P. 2009. Management Fusarium wilt on melon and watermelon by *Penicillium oxalicum*. *Biological Control* 51:480-486.
- De Cara, M., Pérez, M., Santos, M., Tello, J.C., Palmero, D., Gómez, J. 2011. Inoculum sources and preservation in soils of Phytophthora parasitica from cherry tomato in continental crop areas in Southeast Spain. *Acta Horticulturae* 914: 105-108.
- Delgado-Baquerizo, M., Maestre, F.T., Reich, P.B., Jeffries, T.C., Gaitan, J.J., Encinar, D., Berdugo, M., Campbell, C.D., Singh, B.K. 2016. Microbial diversity drives multifunctionality in terrestrial ecosystems. *Nature communications* 7, [10541].
- Ellis, M.B. 1971. *Dematiaceous hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute, CAB International, Wallingford, Inglaterra.
- Esperschütz, J., Gättinger, A., Mäder, P., Schloter, M., Fließbach, A. 2007. Response of microbial biomass and community structures to conventional and organic farming systems under identical crop rotations. *FEMS Microbiology Ecology* 61: 26-37.
- Fernández, R., Trapero, A., Domínguez, J. 2010. *Experimentación en Agricultura*. Consejería de Agricultura y Pesca. Junta de Andalucía. Sevilla, España.
- Frankland, J.C. 1998. Fungal succession: unravelling the unpredictable. *Mycological Research* 102: 1-15.
- Harman, G.E., Howell, C.R., Viterbo, A., Chet, I., Lorito, M. 2004. Trichoderma species-opportunistic, avirulent plant symbionts. *Nature Reviews Microbiology* 2: 43-56
- Hartmann, M., Fliessbach, A., Oberholzer, H-R., Widmer, F. 2006. Ranking the magnitude of crop and farming system effects on soil microbial biomass and genetic structure of bacterial communities. *FEMS Microbiology Ecology* 57: 378-388.
- Hooper, D.U., Bignell, D.E., Brown, V.K., Brussard, L., Dangerfield, J.M., Wall, D.H., et al. 2000. Interactions between above- and belowground biodiversity in terrestrial ecosystems: patterns, mechanisms, and feedbacks. *BioScience* 50 (12): 1049-1061.
- Hora, T.S., Iyengar, M.R.S. 1960. Nitrification by soil fungi. *Archives of Microbiology* 35(3): 252-257.
- Hynes, M.J. 1978. Multiple independent control mechanisms affecting the acetamidase of *Aspergillus nidulans*. *Molecular and General Genetics* 161:59-65.
- Larkin, R.P., Honeycutt, C.W., Griffin, T.S., Olanya, O.M., Halloran, J.M., He, Z. 2011. Effects of different potato cropping system approaches and water management on soilborne diseases and soil microbial communities. *Phytopathology* 101: 58-67.

- Leslie, J.F., Summerell, B.A. 2006. *The Fusarium Laboratory Manual*. Blackwell Publishing, Ames, IA, Estados Unidos.
- Lucas, S.T., D'Angelo, E.M., Williams, M.A. 2014. Improving soil structure by promoting fungal abundance with organic soil amendments. *Applied Soil Ecology* 75: 13-23.
- Margalef, D.R. 1958. Information Theory in Ecology. *General Systems* 3: 36-71.
- Marín-Guirao, J.I., Boix, A., Ruiz, C., Torrecillas, V., Sánchez, C., Pérez, G., Díaz, M., Tello, J.C. 2012. Comportamiento de la microbiota fúngica y bacteriana en el suelo arenado de un cultivo bajo plástico en Almería. *Actas del X Congreso de SEAE "20 años impulsando la producción ecológica", Albacete, 26-29 septiembre 2012*, España. SEAE – Sociedad Española de Agricultura Ecológica. Valencia, España. Disponible en: <https://www.agroecologia.net/recursos/publicaciones/actas/cd-actas-xcongresoseae/index.html>
- Marín-Guirao, J.I., Rodríguez-Romera, P., Lupión-Rodríguez, B., Camacho-Ferre, F., Tello-Marquina, J.C. 2016. Effect of Trichoderma on horticultural seedlings' growth promotion depending on inoculum and substrate type. *Journal of Applied Microbiology* 121: 1095-1102.
- Marín-Guirao, J.I., Tello, J.C., Díaz, M., Boix, A., Ruiz, C.A., Camacho, F. 2016. Effect of greenhouse soil bio-disinfection on soil nitrate content and tomato fruit yield and quality. *Soil Research* 54(2): 200-206.
- Marín-Guirao, J.I., de Cara-García, M., Crisol-Martínez, E., Gómez-Tenorio, M.A., García-Raya, P., Tello-Marquina, J.C. 2019. Association of plant development to organic matter and fungal presence in soils of horticultural crops. *Annals of Applied Biology* 174: 339-348.
- Martínez, M.A., Lacasa, A., Tello, J. 2009. *Ecología de la microbiota fúngica de los suelos de los invernaderos y su interés agronómico*. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino, Centro de publicaciones, Madrid, España.
- Moore, J.C., Walter, D.E., Hunt, H.W. 1988. Arthropod regulation of micro- and mesobiota in below-ground detrital food webs. *Annals Review Entomology* 33: 419-439.
- Murphy, D.V., Stockdale, E.A., Brookes, P.C., Goulding, K.W.T. 2007. Impact of microorganisms on chemical transformation in soil. En: Abbott, L.K., Murphy, D.V. (eds.), *Soil Biological Fertility – A Key to Sustainable Land Use in Agriculture*, pp. 37-59. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, Países Bajos.
- Nelson, P.E., Toussoun, T.A., Marasas, W.F.O. 1983. *Fusarium Species. An Illustrated Manual for Identification*. The Pennsylvania State University Press, University Park, Pensilvania, Estados Unidos.
- Pankhurst, C.E., Lynch, J.M. 1995. The role of soil microbiology in sustainable intensive agriculture. *Advances in Plant Pathology* 11: 229-247.
- Pérez-Piqueres, A., Edel-Hermann, V., Alabouvette, C., Steinberg, C. 2006. Response of soil microbial communities to compost amendments. *Soil Biology and Biochemistry* 38: 460-470.
- Perucci, P. 1992. Enzyme activity and microbial biomass in a field soil amended with municipal refuse. *Biology and Fertility of Soils* 14: 54-60.
- Ruess, L., Lussenhop, J. 2005. Trophic interactions of Fungi and Animals. En: Dighton, J., White, J.F., Oudemans, P. (Eds.). *The Fungal Community Its Organization and Role in the Ecosystems*, pp. 581-598. CRC Press, Boca Raton, FL, Estados Unidos.
- Saison, C., Degrange, V., Oliver, R., Millard, P., Commeaux, C., Montange, D., Le Roux, X. 2006. Alteration and resilience of the soil microbial community following compost amendment: effects of compost level and compost-borne microbial community. *Environmental Microbiology* 8: 247-257.
- Scheu, S. 2002. The soil food web: structure and perspectives. *European Journal of Soil Biology* 38: 11-20.
- Schutter, M.E., Sandeno, J.M., Dick, R.P. 2001. Seasonal, soil type, and alternative management influences on microbial communities of vegetable cropping systems. *Biology and Fertility of Soils* 34: 397-410.
- Shannon, C.E., Weaver, W. 1949. *The Mathematical Theory of Communication*. University Illinois Press, Urbana, IL, Estados Unidos.
- Siciliano, S.D., Palmer, A.S., Winsley, T., Lamb, E., Bissett, A., Brown, M.V., et al. 2014. Soil fertility is associated with fungal and bacterial richness, whereas pH is associated with community composition in polar soil microbial communities. *Soil Biology and Biochemistry* 78: 10-20.
- Sommermann, L., Geistlinger, J., Wibberg, D., Deubel, A., Zwanzig, J., Babin, D., et al. 2018. Fungal community profiles in agricultural soils of along-term field trial under different tillage, fertilization and crop rotation conditions analyzed by high-throughput ITS-amplicon sequencing. *PLoS ONE* 13(4):e0195345.
- Suárez-Estrella, F., Vargas-García, M.C., López, M.J., Capel, C., Moreno, J. 2007. Antagonistic activity of bacteria and fungi from horticultural compost against *Fusarium oxysporum* f. sp. *melonis*. *Crop Protection* 26: 46-53.
- Tello, J.C., Lacasa, A. 1990. *Fusarium oxysporum* en los cultivos intensivos del litoral mediterráneo de España. Fases parasitaria (fusariosis vasculares del tomate y del clavel) y no parasitaria. *Boletín de Sanidad Vegetal - Plagas*, 1990, FS:19. MAPA, Madrid, España. 190 pp.
- Tello, J.C., Vares, F., Lacasa, A. 1991. Análisis de muestras. En: Andrés Yeves, M.F. (ed.). *Manual de laboratorio. Diagnóstico de hongos, bacterias y nematodos fitopatógenos*, pp. 9-48. Dirección General de Sanidad de la Producción Agraria, MAPA, Madrid, España.
- Tiessen, H., Cuevas, E., Chacon, P. 1994. The role of soil organic matter in sustaining soil fertility. *Nature* 371: 783-785.
- Tisdall, J.M. 1991. Fungal hyphae and structural stability of soil. *Australian Journal of Soil Research* 29: 729-743.
- Valera, D.L., Belmonte, L.J., Molina-Aiz, F.D., López, A., Camacho, F. 2017. The greenhouses of Almería, Spain: Technological analysis and profitability. *Acta Horticulturae* 1170: 219-226.
- Van der Plaats-Niterink, J. 1981. Monograph of the genus *Pythium*. *Studies in Mycology* 21: 1-244.
- Wardle, D.A., Bardgett, R.D., Klironomos, J.N., Setälä, H., Van der Putten, W.H., Wall, D.H. 2004. Ecological linkages between aboveground and belowground biota. *Science* 304: 1629-1633.