

CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA Y MICROBIOLÓGICA DEL BIOPREPARADO “SUPERMAGRO”. EFECTOS DE SU APLICACIÓN PRECOSECHA EN PARÁMETROS DE CALIDAD DE FRUTILLA

Burges, Pablo¹; Nadler, Nazarena¹; Hirsch, Mailén¹; Bongiorno, Maximiliano²; Villarreal, Natalia¹; Marina, Maria^{1*}

1 Instituto Tecnológico de Chascomús (INTECH, CONICET-UNSAM), Av. Intendente Marino km 8,2, C.P. 7130, Chascomús, Bs As, Argentina. Escuela de Bio y Nanotecnologías (EByN, UNSAM), Bs As, Argentina.

2 Programa Pro-Huerta. INTA, Mitre 203, C.P. 7130, Chascomús, Buenos Aires, Argentina.

maria@intech.gov.ar

RESUMEN: El objetivo del presente trabajo fue caracterizar físicoquímica y microbiológicamente el biopreparado “Supermagro” (SM), elaborado por productores/as agroecológicos/as, y estudiar el efecto de su aplicación precosecha en frutilla (*Fragaria x ananassa* Duch.). Como resultados más relevantes, distintas muestras de SM presentaron en promedio un pH de 5,0, concentraciones de macronutrientes de 0,7; 0,26; 2,67; 2,64; 0,46 y 0,21 g L⁻¹ para N, P, K, Ca, Mg y S, respectivamente, y 0,71 g L⁻¹ para Na, así como presencia de micronutrientes. El recuento total de bacterias heterótrofas fue de 4,5 x 10⁴ UFC mL⁻¹, observándose 50 tipos de colonias diferentes. Ensayos *in vitro* evidenciaron la capacidad de este biopreparado para inhibir el crecimiento de fitopatógenos de relevancia en frutilla como *Botrytis cinerea* y *Rhizopus stolonifer*. Respecto al efecto de su aplicación a campo, no se observaron diferencias significativas en el pH, contenido de antocianinas y compuestos fenólicos entre frutos tratados y controles. Notablemente, se evidenció una menor hidratación *in vitro* de las paredes celulares y un crecimiento *in vitro* significativamente menor de patógenos fúngicos en paredes celulares aisladas de frutos tratados respecto a los controles, sugiriendo una mayor integridad de esta estructura, cuyo metabolismo es el principal determinante de la firmeza.

PALABRAS CLAVE: biopreparados, agroecología, *Fragaria x ananassa*.

PHYSICOCHEMICAL AND MICROBIOLOGICAL CHARACTERIZATION OF THE SUPERMAGRO BIOPREPARATION. EFFECTS OF ITS PRE-HARVEST APPLICATION ON STRAWBERRY QUALITY PARAMETERS

ABSTRACT: The objective of this work was to characterize physicochemical and microbiologically the bio-input prepared by agroecological producers “Supermagro” (SM) and to study the effect of its pre-harvest application on strawberry (*Fragaria x ananassa* Duch.). As more relevant results, different SM samples presented an average pH of 5.0, macronutrients concentration of 0.7; 0.26; 2.67; 2.64; 0.46 and 0.21 g L⁻¹ for N, P, K, Ca, Mg and S, respectively, and 0.71 g L⁻¹ for Na, and presence of micronutrients. The total count of heterotrophic bacteria was 4.5 x 10⁴ CFU mL⁻¹, with 50 different types of colonies observed. *In vitro* tests showed the ability of SM to inhibit the growth of phytopathogens of relevance in strawberries, such as *Botrytis cinerea* and *Rhizopus stolonifer*. Regarding the effect of field application of SM, no significant differences were observed in the pH, content of anthocyanins, and phenolic compounds between treated fruits and controls. Notably, there is evidence of lower *in vitro* hydration of cell walls and significantly lower *in vitro* growth of fungal pathogens in cell walls isolated from treated fruits compared to controls, suggesting greater integrity of this structure, whose metabolism is the main determinant of firmness.

KEYWORDS: bio-inputs, agroecology, *Fragaria x ananassa*.

INTRODUCCIÓN

Como parte de una transición hacia modelos de producción agroecológica que sean social, cultural y ecológicamente más justos los y las productores/as han comenzado a producir sus propios biopreparados. El Supermagro (SM) es un biofertilizante líquido, obtenido mediante fermentación anaeróbica, que se compone de estiércol fresco de vaca, melaza, suero de leche o leche, cenizas y agua natural [1]. Este biopreparado se incorpora, junto a otros bioinsumos como el Purín de Ortiga y los llamados Microorganismos Eficientes Nativos, en la

transición agroecológica de los sistemas convencionales, reemplazando gradualmente a los agroquímicos como una etapa necesaria para el cambio hacia la sustentabilidad [2]. La creciente demanda de los mercados por obtener alimentos más saludables, así como el costo de los insumos de síntesis química, estimula a productores y productoras agroecológicos/as a la utilización de biopreparados en sus cultivos, obteniendo buenos rendimientos y rentabilidad sin contaminar el medio ambiente y reduciendo los costos de producción. La utilización de los

biopreparados permite abordar dos problemas importantes de la producción orgánica: las deficiencias de micronutrientes en suelos desgastados y el ataque de plagas y enfermedades de los cultivos. El SM como abono líquido, es rico en micronutrientes y alimenta a la planta de forma orgánica con los elementos necesarios para su crecimiento vigoroso permitiendo a la misma ser menos atacada por plagas y enfermedades [1]. Además, este bioinsumo también previene enfermedades en las plantas, por la gran cantidad de microorganismos antagonistas que contiene, lo que provoca muchas veces una competencia eficiente con los patógenos [3]. Por lo tanto, podría actuar como agente biocontrolador, incrementando el desarrollo de microorganismos beneficiosos en el entorno de la planta y reduciendo el crecimiento de agentes patógenos así como el desarrollo de enfermedades. Asimismo, los biopreparados se desempeñan como bioestimulantes o bioinductores de la defensa vegetal [4], por lo tanto su utilización mejora las características químicas, físicas y biológicas del suelo, favoreciendo la nutrición de las plantas permitiendo obtener alimentos de mayor calidad y más saludables. Es de destacar que dentro de los/as productores/as agroecológicos/as ha surgido el interés en la comprensión de la naturaleza fisicoquímica y microbiológica de estos bioinsumos y las bases bioquímicas que expliquen su acción como promotores del crecimiento vegetal y controladores de enfermedades. Así, el objetivo del presente trabajo fue caracterizar el biopreparado SM y estudiar el efecto de su aplicación precosecha en frutos de interés comercial como frutilla.

METODOLOGÍA

La elaboración del biopreparado SM, como el ensayo de su aplicación precosecha en cultivos de frutilla se llevó a cabo en la localidad de Bavio, partido de Magdalena (Buenos Aires). El SM se elaboró a partir un proceso de fermentación anaeróbica, incorporando melaza (8 kg), levadura (200 g), estiércol de vaca (50 kg), suero de leche (80 L), ceniza (4 kg) y agua, durante 2 meses en un bidón de plástico de 200 L de capacidad. Se tomó 1 L del biopreparado para la caracterización fisicoquímica por métodos directos donde se determinó pH, conductividad eléctrica, macro y micronutrientes. También se realizó un análisis microbiológico de bacterias heterótrofas por recuento en placa, donde 50 mL de SM se agitaron por 20 min, luego se realizaron diluciones seriadas a partir de 1 mL de las muestras con 9 mL de MgCl₂ 10 mM a pH 7,0. Se sembraron 100 µL de cada dilución en placas de Petri con medio Luria-Bertani (LB) agarizado por duplicado y se cuantificó el número de colonias luego de 48 h a 28 °C expresadas como UFC mL⁻¹. Por otro lado, se evaluó la capacidad de diferentes dosis de SM de inhibir *in vitro* el crecimiento micelial de los hongos fitopatógenos *Botrytis cinerea* (cepa B05.10) y *Rhizopus stolonifer* (cepa IFCC 365/00, Colección INTECH), ambos causantes de grandes pérdidas económicas durante la postcosecha de frutilla. Dosis de 1, 2 y 5% de SM se mezclaron con medio APG por el método de vertido en placas de Petri [5]. Una vez solidificado, se inoculó en el centro de la placa con un disco de 5 mm² de cada hongo fitopatógeno, previamente crecidos en APG a 25 °C. Como control se utilizaron placas con medio APG solo con los hongos. A las 48 y 72 h se midió el área de crecimiento del micelio de *R. stolonifer* y *B. cinerea*, respectivamente con el programa *ImageJ* (versión 1.51, NIH, USA) y se calculó el porcentaje de inhibición con respecto al control según la fórmula: % de inhibición = $((R - r)/R * 100)$, siendo R el área micelial del hongo control, y r el área micelial del hongo tratado con SM [6]. Cada

tratamiento y control para cada uno de los hongos se realizó por triplicado.

Con respecto al ensayo de aplicación de SM precosecha en cultivos de frutilla, se realizó en 4 surcos de 60 m cada uno con plantas de frutilla (cv. San Andreas). La mitad de cada uno de los surcos se trató semanalmente durante 4 meses con SM (10% v/v) y la otra mitad de cada surco se utilizó como control. Luego de 15 días desde la última aplicación, se cosecharon 30 frutos en estadio de madurez comercial (80 a 90% de coloración superficial roja) de cada surco y condición (tratado y control), se llevaron al laboratorio, se cuartearon, congelaron en N₂(g) y almacenaron a -20 °C hasta su utilización.

Para cada uno de los ensayos descriptos a continuación se tomaron 20 g de frutos (de cada surco y condición) y se pulverizaron con pilón y mortero en presencia de N₂(g). El polvo resultante se guardó a -20 °C en tubos Falcon de 15 mL estériles hasta su uso. pH: en tubos Falcon de 50 mL se pesaron 1,5 g de tejido pulverizado de frutos tratados y controles, se les agregó 15 mL de agua destilada y se agitó mediante vortex. El pH de las muestras se registró utilizando un pH-metro previamente calibrado (OAKTON pH-700). Antocianinas: se tomaron 0,15 g de frutos pulverizados y se agregaron 1,5 mL de metanol conteniendo 1% v/v de HCl. Se incubó a 0 °C por 10 min agitando con vortex periódicamente y luego se centrifugó a 3000 x g a 4 °C durante 15 min. Se realizó una dilución 1/4 del sobrenadante y se midió Absorbancia a 515 nm. La cantidad de antocianinas se expresó como µmoles de pelargonidina-3-glucósido por kilogramo de fruto, usando un $\epsilon_{\text{molar}} = 3,6 \times 10^6 \text{ mol L}^{-1} \text{ m}^{-1}$ [7]. Compuestos fenólicos: se tomaron 0,25 g de frutos pulverizados y se resuspendieron en 1,5 mL de etanol absoluto anhidro y la mezcla se centrifugó a 9000 x g durante 10 min a 4 °C. Se realizó una dilución 1/2 del sobrenadante y a 100 µL del extracto se le adicionaron 1,11 mL de agua destilada y 150 µL de reactivo Folin-Ciocalteu 1 N. Después de 3 min a 25 °C, se adicionó 1,5 mL de solución 2% p/v de Na₂CO₃ en NaOH 0,1 N, y la mezcla de reacción se incubó durante 1 h a temperatura ambiente (TA). Posteriormente, se midió la absorbancia a 760 nm. Se construyó una curva de calibración utilizando cantidades variables de ácido gálico como estándar, y los resultados se expresaron como g de ácido gálico por kg de fruto fresco.

Obtención de paredes celulares de frutilla: los polisacáridos totales de pared celular se obtuvieron como residuos insolubles en alcohol (RIAs) de acuerdo con d'Amour y col. [8], con algunas modificaciones. Aproximadamente 5 g de pulverizado de frutos de cada condición se mezclaron con 4 volúmenes de etanol absoluto y la mezcla se hirvió con reflujo durante 30 min. El homogenato se filtró y el residuo sólido se lavó tres veces con 5 mL de etanol absoluto. Posteriormente, el residuo se secó durante 14 h a 37 °C y se registró el peso. Hidratación *in vitro* de RIAs: en tubos para microcentrífuga se pesaron exactamente 10 mg de RIAs de frutos controles y tratados, y se les agregaron 2 mL de agua bidestilada estéril manteniéndose en agitación durante 24 h a 22 °C. Posteriormente, los tubos se ubicaron verticalmente en una gradilla y los RIA hidratados se dejaron decantar a TA en posición vertical durante 2 h. A continuación, se realizó una evaluación visual de las alturas relativas de los RIA hidratados.

Crecimiento *in vitro* de *Botrytis cinerea* y *Rhizopus stolonifer*: los fitopatógenos fueron rutinariamente mantenidos en medio Agar Papa Glucosado (APG) a 4 °C. Antes de la inoculación, el micelio cada uno de ellos fue crecido en medio APG a 24 °C. Diferentes placas de Petri

conteniendo 0,8% p/v de agar y 0,20 mg mL⁻¹ de paredes celulares (RIAs) de frutilla obtenidas de frutos tratados y control, fueron inoculadas con un disco de aproximadamente 4 mm² de micelio fresco y se llevaron a cámara de cultivo de plantas a 22 °C. A diferentes tiempos 24, 48 y 72 h para *B. cinerea* y 24 y 48 h para *R. stolonifer* se marcaron las áreas de crecimiento del micelio en las cajas, luego se escanearon y se midieron con el programa *ImageJ*. En todos los casos se utilizaron 4 réplicas biológicas y de cada una de ellas 5 réplicas técnicas.

Análisis estadístico: los resultados se graficaron utilizando programa Graph-PadPrism versión 8 (GraPad, San Diego, CA, USA), y dependiendo del ensayo realizado, los datos se analizaron mediante ANOVA y Tukey como post test (para análisis fisicoquímico, recuento de bacterias e inhibición *in vitro* de fitopatógenos), Sidak para crecimiento de *B. cinerea* y *R. stolonifer* cuando se usó como única fuente de nutrientes RIAs de frutos tratados y controles, y t-test para parámetros de calidad con un nivel de significancia $p < 0,05$.

RESULTADOS Y DISCUSION

Análisis fisicoquímico y microbiológico del biopreparado SM

El análisis fisicoquímico del SM mostró un pH ácido de 5,00 y una conductividad eléctrica de 14,00 dS m⁻¹, además de la presencia tanto de macro como micronutrientes, detallados en la Tabla 1.

Tabla 1: Concentración de macro y micronutrientes del SM.

Macronutrientes (g L ⁻¹)		Micronutrientes (mg L ⁻¹)	
Nitrógeno	0,7	Boro	0,29
Fósforo	0,26	Hierro	2,77
Potasio	2,67	Manganeso	0,61
Calcio	2,64	Cobre	0,03
Magnesio	0,46	Zinc	2,6
Azufre	0,21	Sodio	710

A partir del análisis microbiológico del SM, se observó un recuento total de bacterias heterótrofas de 4,5 x 10⁴ UFC mL⁻¹, observándose además 50 tipos de colonias diferentes.

Se destaca que tanto el análisis fisicoquímico como el recuento de bacterias se realizó en otros dos SM elaborados por productores de establecimientos agroecológicos de Ayacucho (Provincia de Buenos Aires) y de Reconquista (Provincia de Santa Fe), obteniéndose resultados similares para ambos ensayos (datos no mostrados).

Capacidad del SM para inhibir el crecimiento *in vitro* de fitopatógenos

Con respecto a la capacidad antagonista del biopreparado SM sobre *B. cinerea* y *R. stolonifer* se observó que todas las dosis evaluadas 1, 2 y 5% presentaban un alto porcentaje de inhibición del crecimiento micelial de

ambos hongos fitopatógenos, el cual se daba además con una correlación dosis - respuesta (Figura 1).

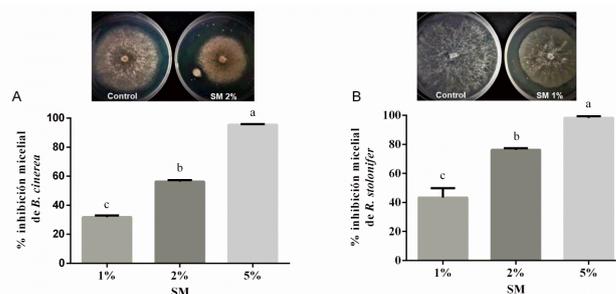


Figura 1 - Porcentaje de inhibición micelial de *B. cinerea* 72 hpi (A) y *R. stolonifer* 48 hpi (B) con diferentes dosis de Supermagro (SM) 1, 2 y 5%. Letras distintas indican diferencias significativas según ANOVA, Tukey ($p < 0,05$).

Los análisis fisicoquímicos realizados en el SM demuestran que posee una gran variedad de nutrientes, constituida por macronutrientes primarios, secundarios y micronutrientes que son esenciales para el equilibrio en la nutrición de la planta. Es necesario considerar que los requerimientos nutricionales de los cultivos, especialmente de N, P y K, son generalmente elevados. El SM aporta básicamente elementos menores, necesarios para el fortalecimiento y nutrición equilibrada de las plantas, utilizándose como biofertilizantes para suplir las deficiencias de dichos elementos [9, 10].

Con respecto a las condiciones de pH del biopreparado, se observó un valor ácido, probablemente debido a la actividad microbiana durante la fermentación anaeróbica de componentes como la leche. El grupo de microorganismos que participan en el proceso de la fermentación produce durante la misma ácido láctico, el cual reduce el pH y puede inhibir microorganismos indeseables o patógenicos [11].

Efecto de la aplicación a campo del biopreparado SM en atributos de calidad e integridad de la pared celular de frutos de frutilla

Los ácidos orgánicos determinan el pH de los frutos carnosos contribuyendo a la estabilidad del color de los mismos, y al igual que los azúcares, son componentes importantes del sabor [12, 13]. Asimismo, el color y la estabilidad de las antocianinas, compuestos hidrosolubles de localización vacuolar, son influenciados por el pH, su estructura química, la temperatura y la luz [14]. El contenido de este grupo de pigmentos es particularmente elevado, y le confiere su color rojo característico a las frutillas maduras [14]. Debido a que un alto contenido de antocianinas se vincula con una mayor capacidad antioxidante de los frutos, es un parámetro de calidad cuya medida resulta relevante [15]. Es de interés, además, la cuantificación de compuestos fenólicos totales, dada sus características como antioxidantes y la asociación entre su consumo y la prevención de diversas enfermedades [16, 17].

En el presente trabajo, la aplicación a campo del biopreparado SM no produjo cambios significativos en el pH (Figura 2.A.) ni en el contenido de antocianinas (Figura 2.B.) en frutos cosechados en estadio de madurez comercial respecto a los frutos control. Respecto al contenido de compuestos fenólicos, si bien se observó un valor promedio ligeramente mayor en frutos tratados comparados con los controles, estas diferencias no fueron significativas (Figura 2.C.).

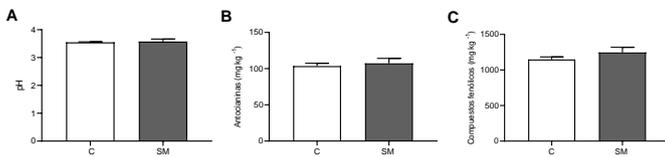


Figura 2 - pH (A), contenido de antocianinas (B) y compuestos fenólicos (C) en frutillas cosechadas en estadio 80-90% rojo. C: control y SM: frutos de plantas tratadas a campo con Supermagro. Los resultados fueron analizados mediante t-test a $p < 0,05$.

La pared celular vegetal primaria es una estructura que otorga forma y soporte a las células, constituye una barrera contra el ataque de patógenos, y cumple otras funciones como facilitar que se desarrolle una alta presión de turgencia, participar en la adhesión célula-célula, en procesos de señalización celular, crecimiento y diferenciación, y es capaz además de responder a estímulos bióticos y abióticos [18, 19, 20, 21]. Durante la maduración pre y postcosecha de los frutos carnosos se produce una disminución de la firmeza, la cual está principalmente asociada al metabolismo de la pared celular y lámina media [22]. En el presente trabajo, la aplicación del SM no provocó cambios en el contenido de pared celular total respecto a los frutos control (Figura 3.A). Sin embargo, es de destacar que se evidenció una hidratación *in vitro* significativamente menor de las paredes aisladas de los frutos tratados con SM en comparación con los controles (Figura 3.B). En este sentido, una mayor hidratación *in vitro* de las paredes celulares de diversas especies de frutos carnosos, entre los que se encuentra la frutilla, se ha asociado con una mayor solubilización de pectinas, así como con la hidrólisis de cadenas laterales y la pérdida de la red celulosa-hemicelulosa [23, 24, 25, 26, 27]. Los resultados obtenidos sugieren que los frutos tratados con SM sufrirían los procesos antes mencionados de una manera menos pronunciada que los frutos controles.

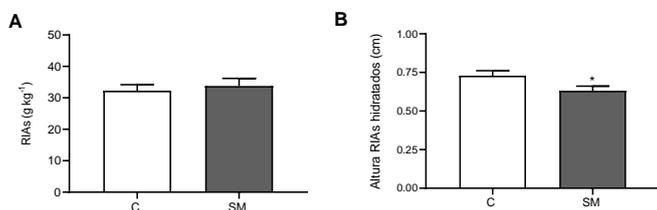


Figura 3 - Contenido de pared celular medido como Residuos Insolubles en Alcohol (RIAs) de frutos de frutilla 80-90%R tratados con Supermagro (SM) y control (C) (A). Hidratación *in vitro* de los RIAs asilados de frutos de frutilla 80-90%R tratados con Supermagro (SM) y control (C) (B). Los resultados fueron analizados mediante t-test, asteriscos indican diferencias significativas entre frutos SM y C (*: $p < 0,05$).

Respecto a los ensayos de crecimiento *in vitro* de *Botrytis cinerea* y *Rhizopus stolonifer* cuando se les suministraron RIAs de frutos tratados con SM y controles como única fuente de nutrientes, el crecimiento micelial de los dos fitopatógenos fue significativamente menor a las 24 y 48 h con respecto al control (Figura 4). Vinculado con estos resultados, un menor desarrollo de patógenos fúngicos cuando se le suministran RIAs de frutos o plantas en distintas condiciones como única fuente de nutrientes, se asoció con una menor accesibilidad de las enzimas fúngicas a los polímeros que constituyen la pared. Esto se evidenció en plantas de *Arabidopsis thaliana* inoculadas con una bacteria promotora del crecimiento [28], así como en frutos de frutilla sometidos a diversos tratamientos postcosecha físicos y químicos [27, 29, 30].

De esta manera, si bien se requiere profundizar en los aspectos bioquímicos y moleculares subyacentes al efecto del biopreparado SM en el metabolismo de la pared celular primaria y en la posible activación de

respuestas de defensa de frutilla, los resultados obtenidos sugieren que la aplicación periódica de SM da lugar a frutillas con una pared celular más íntegra que los frutos control.

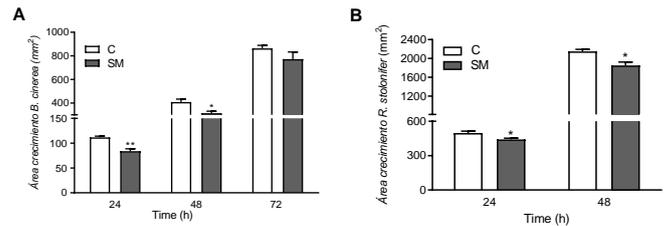


Figura 4 - Crecimiento de *Botrytis cinerea* (A) y *Rhizopus stolonifer* (B) en placas conteniendo agar 0,8% p/v homogeneizado con 0,2 mg mL⁻¹ de RIAs de frutos tratados con Supermagro (SM) y controles (C) como única fuente de nutrientes. Los resultados se analizaron mediante One-way ANOVA y Sidak como post-test. Asteriscos indican diferencias significativas entre frutos SM y C (*: $p < 0,05$; **: $p < 0,01$).

AGRADECIMIENTOS

El presente trabajo fue financiado por el Ministerio de Ciencia e Innovación Tecnológica de la Nación Argentina en la convocatoria "Ciencia y Técnica contra el Hambre" (MINCyT, Proyecto C83 - CONVE-2021-75769292).

REFERENCIAS

- [1] J. Restrepo, "Biofertilizantes preparados y fermentados a base de estiércol de vaca". *Manual Práctico, el A, B, C de la agricultura orgánica y harina de rocas*, 1ª ed. Managuas. SIMAS, **2007**, 91-147.
- [2] G. T. Ávila, M. N. Boetto, M. F. Menduni, V. Beccaria, "Effect of bokashi and supermagro on yield of the agroecological crop of garlic". *Horticultura Argentina* 42(108), **2023**, 46-58.
- [3] A. I. Lira, "Fichas técnicas de biopreparados para el manejo ecológico del suelo", *Manual de Biopreparados para la Agricultura Ecológica*. Santiago de Chile, TRAMA, **2011**. 22-24.
- [4] A. Mamani de Marchese, M. P. Filippone, "Bioinsumos: componentes claves de una agricultura sostenible". *Rev Agron Noroeste Arg* 38(1), **2018**, 9-21.
- [5] M. H. El-Masry, A. I. Khalil, M. S. Hassouna, H. A. H. Ibrahim, "In situ and in vitro suppressive effect of agricultural composts and their water extracts on some phytopathogenic fungi". *World J Microbiol Biotechnol* 18, **2002**, 551-558. <https://doi.org/10.1023/A:1016302729218>
- [6] A. M. Mardanova, G. F. Hadieva, M. T. Lutfullin, I. V. E. Khilyas, L. F. Minnullina, A. G. Gilyazeva, L. M. Bogomolnaya, M. R. Sharipova, "Bacillus subtilis strains with antifungal activity against the phytopathogenic fungi". *Agric Sci* 8, **2017**, 1-20. <http://dx.doi.org/10.4236/as.2017.81001>
- [7] S. E. Langer, M. Marina, P. Francese, P. M. Civallo, G. A. Martínez, N. M. Villarreal, "New insights into the cell wall preservation by 1-methylcyclopropene treatment in harvest-ripe strawberry fruit". *Sci Hortic* 299, **2022**, 111032-111043. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2022.111032>
- [8] J. D'amour, C. Gosselin, J. Arul, F. Cataigne, C. Willemot, "Gamma-radiation affects cell wall composition of strawberries". *J Food Sci* 58(1), **1993**, 182-185. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1993.tb03239.x>
- [9] S. E. Viteri, M. Granados, A. R. González, "Potencial de los caldos rizosfera y súper cuatro como biofertilizantes para la sostenibilidad del

cultivo de cebolla de bulbo (*Allium cepa*). *Agron Colomb* 26(3), 2008, 517-524.

[10] F. B. Homberg, R. B. Ripken, "Abonamiento orgánico". *Guía para la Caficultura Ecológica*, 3 ed. Alemania. GTZ/BMZ, 2001, 72-76.

[11] R. Balduino, A. S. D. Oliveira, M. C. D. O. Haully, "Cultura lática mista com potencial de aplicação como cultura iniciadora em produtos cárneos". *Food Sci Technol* 19, 1999, 356-362.

<https://doi.org/10.1590/S0101-20611999000300011>

[12] V. Prasanna, T. Prabha, R. Tharanathan, "Fruit ripening phenomena - An overview". *Crit Rev Food Sci*, 47, 2007, 1-19.

<https://doi.org/10.1080/10408390600976841>

[13] T. de Oliveira Tokairin, A.P. Gomes da Silva, P.C. Spricigo, S.M. de Alencar, A.P. Jacomino, "Cambuci: a native fruit from the Brazilian Atlantic forest showed nutraceutical characteristics". *Revista Brasileira de Fruticultura*, 40(5), 2018, 1-8. <https://doi.org/10.1590/0100-29452018666>

[14] H.E. Khoo, A. Azlan, S. Teng Tang, S.M. Lim, "Anthocyanidins and anthocyanins: colored pigments as food, pharmaceutical ingredients, and the potential health benefits". *Food Nut Res*, 61, 2017, 1361779.

<https://doi.org/10.1080/16546628.2017.1361779>

[15] G. Paliyath, D.P. Murr, A.K. Handa, S. Lurie, "Postharvest biology and technology of fruits, vegetables, and flowers". *John Wiley & Sons*, 2009.

[16] C. Raghuveer, R. Tandon, "Consumption of functional food and our health concerns". *Pak J Physiol*, 5, 2009, 76-83.

[17] Y. Aguilera, M. Angeles, E. CabrejasGonzalez de Mejia, "Phenolic compounds in fruits and beverages consumed as part of the mediterranean diet: their role in prevention of chronic diseases". *Phytochem Rev*, 15, 2015, 405-423. <https://doi.org/10.1007/s11101-015-9443-z>

[18] C. P. Darley, A. M. Forrester, S. J. McQueen-Mason, "The molecular basis of plant cell wall extension". *Plant Mol Biol*, 47 (1-2), 2001, 179-195. <https://doi.org/10.1023/A:1010687600670>

[19] F. Amil Ruiz, R. Blanco-Portales, J. Muñoz-Blanco, J. Caballero, "The Strawberry Plant Defense Mechanism: A Molecular Review". *Plant Cell Physiol*, 52, 2011, 1873-1903. <https://doi.org/10.1093/pcp/pcr136> [20]

D. Bellincampi, F. Cervone, V. Lionetti, "Plant cell wall dynamics and wall-related susceptibility in plant-pathogen interactions". *Front Plant Sci*, 5, 2014, 228. <https://doi.org/10.3389/fpls.2014.00228>

[21] H. L. Gall, F. Philippe, J. M. Domon, F. Gillet, J. Pelloux, C. Rayon, "Cell Wall metabolism in response to abiotic stress". *Plants*, 4 (1), 2015, 112-166. <https://doi.org/10.3390/plants4010112>

[22] D. A. Brummell, M. H. Harpster, "Cell wall metabolism in fruit softening and quality and its manipulation in transgenic plants". *Plant Mol Biol*, 47 (1-2), 2001, 311-340.

<https://doi.org/10.1023/A:1010656104304>

[23] R. J. Redgwell, M. Fischer, E. Kendal, E. A. MacRae, "Galactose loss and fruit ripening: High-molecular-weight arabinogalactans in the pectic polysaccharides of fruit cell walls". *Planta*, 203(2), 1997, 174-181.

<https://doi.org/10.1007/s004250050179>

[24] R. J. Redgwell, E. MacRae, I. Hallett, M. Fischer, J. Perry, R. Harker, "In vivo and in vitro swelling of cell walls during fruit ripening". *Planta*, 203(2), 1997, 162-173. <https://doi.org/10.1007/s004250050178>

[25] H. M. Rosli, P. M. Civello, G. A. Martínez, "Changes in cell wall composition of three *Fragaria x ananassa* cultivars with different softening rate during ripening". *Plant Physiol Biochem*, 42 (10), 2004, 823-831. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2004.10.002>

[26] C. Paniagua, S. Posé, V. J. Morris, A. R. Kirby, M. A. Quesada, J. A. Mercado, "Fruit softening and pectin disassembly: An overview of nanostructural pectin modifications assessed by atomic force microscopy". *Ann Bot*, 114(6), 2014, 1375-1383.

<https://doi.org/10.1093/aob/mcu149>

[27] S. E. Langer, N. C. Oviedo, M. Marina, J. L. Burgos, G. A. Martínez, P. M. Civello, N. M. Villarreal, "Effects of heat treatment on enzyme activity and expression of key genes controlling cell wall remodeling in strawberry fruit". *Plant Physiol Biochem*, 130, 2018, 334-344.

<https://dx.doi.org/10.1016/j.plaphy.2018.07.015>

[28] M. B. Colavolpe, N. M. Villarreal, S. E. Langer, F. M. Romero, G. A. Martínez, A. Saini, O. A. Ruíz, M. Marina, "*Burkholderia* sp. Strain AU4i promotes *Arabidopsis* growth and increases plant defence response to necrotrophic pathogens". *J Plant Growth Regul*, 40, 2021, 1939-1949.

<https://doi.org/10.1007/s00344-020-10238-6>

[29] S. E. Langer, M. Marina, J. L. Burgos, G. A. Martínez, P. M. Civello, N. M. Villarreal, "Calcium chloride treatment modifies cell wall metabolism and activates defense responses in strawberry fruit (*Fragaria x ananassa*, Duch)". *J Scie Food Agric*, 99, 2019, 4003-4010.

<https://doi.org/10.1002/jsfa.9626>

[30] S. E. Langer, M. Marina, P. Francese, P. M. Civello, G. A. Martínez, N. M. Villarreal, "New insights into the cell wall preservation by 1-methylcyclopropene treatment in harvest-ripe strawberry fruit". *Sci Hort* 299, 2022, 111032.

<https://doi.org/10.1016/j.scienta.2022.111032>