

Libros de **Cátedra**

# Producción hortícola periurbana

## Aspectos técnicos y laborales

Susana Beatriz Martínez, Alejandra Victoria Carbone  
y Mariana Garbi (coordinadoras)

**n**  
naturales

FACULTAD DE  
CIENCIAS AGRARIAS Y FORESTALES

  
**Eduulp**  
EDITORIAL DE LA UNLP



UNIVERSIDAD  
NACIONAL  
DE LA PLATA

# **PRODUCCIÓN HORTÍCOLA PERIURBANA**

## **ASPECTOS TÉCNICOS Y LABORALES**

Susana Beatriz Martínez  
Alejandra Victoria Carbone  
Mariana Garbi  
(coordinadoras)

Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales



UNIVERSIDAD  
NACIONAL  
DE LA PLATA

  
EDITORIAL DE LA UNLP

# Índice

<b>Introducción</b> _____	7
<i>Susana Beatriz Martínez</i>	
<b>Capítulo 1</b>	
Caracterización climática regional _____	10
<i>María Pincioli, Hugo Martín Pardi y María Eugenia Sánchez de la Torre</i>	
<b>Capítulo 2</b>	
Muestreo y análisis de suelo _____	26
<i>Andrea Edith Pellegrini</i>	
<b>Capítulo 3</b>	
Suelo, agua y manejo en producciones intensivas del Gran La Plata _____	43
<i>Margarita Alconada Magliano</i>	
<b>Capítulo 4</b>	
Fenología y bioclimatología de los principales cultivos hortícolas _____	64
<i>Mariana Garbi</i>	
<b>Capítulo 5</b>	
Ecofisiología de cultivos protegidos y a campo _____	92
<i>Alejandra Victoria Carbone</i>	
<b>Capítulo 6</b>	
Herramientas para el estudio de la respuesta fisiológica en hortalizas _____	111
<i>Santiago Javier Maiale y Lucrecia Puig</i>	
<b>Capítulo 7</b>	
Manejo de cultivos en el contexto de producción actual _____	126
<i>Susana Beatriz Martínez y Mariana Garbi</i>	

**Capítulo 8**

Manejo de cultivos en el contexto de producción orgánica \_\_\_\_\_ 139

*Mariana del Pino*

**Capítulo 9**

Manejo de las plagas en la producción hortícola \_\_\_\_\_ 160

*Silvia Alicia Passalacqua y Susana Beatriz Padín*

**Capítulo 10**

Prepararse para nuevos desafíos laborales \_\_\_\_\_ 175

*Rossana Cacivio*

**Los autores** \_\_\_\_\_ 181

## CAPÍTULO 6

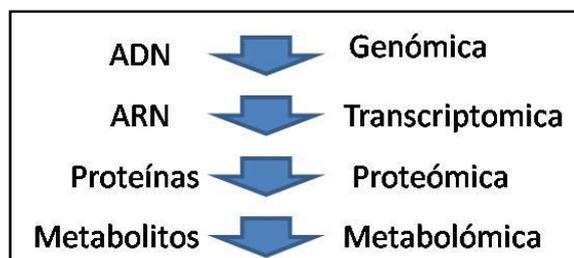
# Herramientas para el estudio de la respuesta fisiológica en hortalizas

*Santiago Javier Maiale y Lucrecia Puig*

El cultivo de hortalizas se encuentra a menudo con limitaciones que conducen a la necesidad de realizar estudios fisiológicos que permitan entender los mecanismos y procesos de las plantas con el fin de diseñar estrategias para eliminar o mitigar esas limitaciones en aras de aumentar tanto el rendimiento como la calidad de los productos obtenidos.

Para lograr este objetivo, se dispone de diferentes herramientas que podrían sintetizarse como aquellas que son destructivas y aquellas no destructivas. Las primeras, como su nombre lo indica, requieren que el material o parte de este se consuma en el proceso, permitiendo una sola medida para la muestra. Los métodos que se encuadran dentro de estas características son los que permiten los análisis más completos y complejos como podrían ser la determinación de diferentes compuestos químicos de las plantas y en caso más avanzados directamente todo el proteoma, el metaboloma y el ionoma.

Normalmente, las medidas destructivas en estudios fisiológicos en condiciones de producción se limitan al contenido de clorofila y carotenoides, elementos, azúcares y carbohidratos, medidas de capacidad antioxidante o, en el caso de algunos frutos, sólidos solubles (grados Brix). Muchas de estas medidas son realizadas en la parte cosechable, por lo que no se sacrifican plantas. Dentro de los estudios destructivos más complejos que se realizan están las llamadas “ómicas”, dentro de ellas pueden citarse en orden, desde la información genética hasta la manifestación del fenotipo, a la genómica, la transcriptómica, la proteómica, la metabolómica y por último la fenómica (Imagen 34).



*Imagen 34. Esquema de secuencia desde el ADN hasta los metabolitos y tipo de estudios que los comprenden*

Hasta diciembre de 2018 se encontraban secuenciadas 42 plantas hortícolas (Chen *et al.*, 2019). Dentro de ellas, el tomate común (*Solanum lycopersicum* L.), tomate salvaje (*Solanum pimpinellifolium*), ají morrón (*Capsicum annuum* L.), ají amarillo o cristal (*Capsicum baccatum*), chile habanero (*Capsicum chinense*), berenjena (*Solanum melongena* L.), repollo (*Brassica oleracea*), repollo chino (*Brassica rapa*), papa (*Solanum tuberosum*), lechuga (*Lactuca sativa* L.), espinaca (*Spinacea oleracea*), rabano (*Raphanus sativus*), zanahoria (*Daucus carota*), pepino (*Cucumis sativus*), entre otras.

El conocimiento del genoma permite identificar secuencias codificadoras de genes y a partir de estos se pueden identificar cuales se sobre-expresan o reprimen cuando se realizan estudios de transcriptómica.

El primer método que permitió un secuenciamiento escalable y logro un avance importante en los estudios genómicos fue el método Sanger (Franca *et al.*, 2002). Este método implica la amplificación de las secuencias objetivo con una mezcla de nucleótidos normales y nucleótidos terminadores marcados, para luego separar los mismos mediante cromatografía capilar detectando los nucleótidos introducidos en orden. Esta técnica era muy útil para leer secuencias cortas pero muy lento para secuencias grandes. Posteriormente, las técnicas mejoraron y hoy en día puede secuenciarse un genoma en horas o solo días. Dentro de las tecnologías más usadas para el secuenciamiento se pueden nombrar al pirosecuenciamiento 454, secuenciación reversible por terminador (Illumina), secuenciamiento por ion conductor (Ion torrent), entre otros. Estas tecnologías disminuyeron los costos hasta 20 U\$S por cada mil millones de bases y se alcanzó en el 2014 el costo de secuenciar un genoma humano en 1000 U\$S (Bleidorn, 2017).

Otro tipo de estudio de mucha utilidad en evaluaciones de respuesta a diferentes estreses y aspectos fisiológicos son los estudios de transcriptómica, es decir, el estudio de la expresión de genes de las plantas. Estos estudios se realizaron en primer lugar mediante una técnica denominada Northernblot que consiste en hibridar el ARN extraído de las muestras a analizar con una secuencia del gen de interés marcado con un radionúcleo que permite detectar la presencia y abundancia mediante autoradiografía. Luego, se empezaron a usar técnicas de PCR (polymerasechainreaction) que eran llamadas semicuantitativas y se detectaban en un gel de electroforesis. Esta técnica era más segura de realizar pero menos precisa que el Northernblot. Posteriormente, se desarrollaron técnicas denominadas de *PCR en tiempo real* que utilizaban esta reacción pero con los nucleótidos marcados con fluoróforos que pueden ser detectados por el equipo en donde se realizan las mediciones. A grandes rasgos existen dos tipos de *PCR en tiempo real*, las que utilizan un gen como referencia, que por estudios previos se considera que no varía su expresión en las condiciones a las que fueron sometidas las plantas, este tipo de estudios son considerados semicuantitativos. Mientras que el otro tipo utiliza concentraciones diferentes de la secuencia del gen a analizar y funciona como una curva de calibración, este método es cuantitativo. No obstante, por costos y operatoria prácticamente solo se trabaja con el primero. Esta técnica de análisis de expresión de genes es omnipresente en laboratorios de fisiología vegetal que llevan a cabo estu-

dios moleculares. Estas técnicas descritas se utilizan para analizar los transcritos de un gen o grupo de genes en número limitado (Wang *et al.*, 2019).

Luego, con el avance de la tecnología, se ha llegado a evaluar no solo genes particulares sino todo el transcriptoma de las plantas y, para ello, se utilizan en forma genérica dos metodologías. La primera, consiste en la utilización de hibridación con el material genético marcado con fluoróforos sobre una placa que contiene secuencias de los genes de la especie en cuestión, estas placas son denominadas *microarrays*. La otra técnica, utilizada actualmente, es la denominada secuenciación de ARN, que consiste, como su nombre lo indica, en secuenciar todo el ARN mensajero extraído, permite clasificar por tipo y cantidad y así obtener un perfil completo de todos los genes expresados. Estas técnicas requieren largos procesamientos posteriores a la toma de datos para evaluar el comportamiento de los genes (Lowe *et al.*, 2017).

Posteriormente a la expresión de genes, otro tipo de estudios que se realizan son los análisis del proteoma, es decir, del conjunto de proteínas expresadas en un momento determinado y bajo una situación en particular. Estos estudios son de utilidad para identificar respuestas en un conjunto de proteínas relacionadas entre sí ante, por ejemplo, el ataque de un patógeno o el estrés provocado por factores abióticos. La utilidad de estudiar el proteoma es complementaria al transcriptoma, y permite tener una idea más acabada de la respuesta de la planta ante una situación particular.

La técnica proteómica tradicional incluía una separación de la muestra en un gel de electroforesis corrido en 2 dimensiones, por punto isoeléctrico y por peso molecular. Luego estas proteínas se cuantificaban e identificaban mediante espectrometría de masas.

Actualmente se utilizan otras técnicas que no implican el uso de separación en geles sino el marcado de las proteínas y la identificación mediante distintas variantes de espectrometría de masas. Una de las técnicas usadas es la llamada iTRAQ que consiste en digerir las muestras de tejido con una proteasa, como por ejemplo tripsina, y los péptidos resultantes son marcados por una reacción covalente en su N terminal. Iguales proteínas originan similares péptidos al ser tratados con la misma proteasa pero son marcados con diferentes compuestos, entonces las muestras se mezclan y se separan en HPLC para luego identificarse por espectrometría de masas en forma cualitativa y cuantitativa (Chandrasekhar *et al.*, 2014). Permitiendo detectar expresión o represión de proteínas en, por ejemplo, plantas tratadas con una hormona y su control o plantas bajo ataque de una plaga.

Por último, los estudios sobre metabolitos son abordados por la metabolómica, la cual puede separarse en técnicas de determinación de los compuestos orgánicos bioquímicos, (metabolómica propiamente dicha) y en las de detección de los elementos presentes en las plantas, también denominada ionómica. En el caso de los compuestos orgánicos estos suelen ser de bajo a medio peso molecular, como azúcares, aminoácidos, péptidos, lípidos, ácidos orgánicos, etc.

La determinación de los compuestos bioquímicos se realiza mediante cromatografías, que pueden ser gaseosas o líquida, generalmente asociada a espectrometría de masas para cuanti-

ficar e identificar los metabolitos. También, los compuestos orgánicos se pueden identificar con espectroscopia por Resonancia Magnética Nuclear (Zhang *et al.*, 2012).

En el caso de los elementos, para estudiar el ionoma, de gran aplicación en la nutrición vegetal, se utiliza el procesado de muestras mediante digestiones ácidas con detección por espectrometría de emisión o de absorción atómica, aunque en el caso del N se recurre a determinaciones por el tradicional método Kjeldahl o por combustión en los analizadores CN (carbono-nitrógeno).

Entonces, en resumen, hasta aquí se presentaron las diferentes “ómicas” que van desde el estudio del genoma hasta los metabolitos producidos como consecuencia de la actividad fisiológica de las células vegetales. Ahora se detallaran las técnicas que se utilizan para la determinación del fenotipo que se engloban en la denominada fenómica.

El estudio fenómico de una especie vegetal puede comprender determinaciones destructivas y no destructivas, pero en general se hace referencia a estudios no destructivos.

Es interesante destacar que los estudios fenómicos pueden ser realizados a nivel de hoja o planta con elementos manuales, a nivel de cultivo con el uso de drones o equipos montados en vehículos y también a nivel de predio o zona con el uso de satélites.

Algunas de las técnicas pueden usarse en todos los niveles como por ejemplo el NDVI (Índice diferencial de vegetación normalizada, por sus siglas en ingles), otros índices de reflectancia o la fluorescencia de la clorofila, mientras que métodos como la fijación de carbono en forma directa debe medirse en forma manual.

Se detallan a continuación algunas técnicas no destructivas para el estudio de la fisiología de las plantas.

## Intercambio gaseoso

Es una de las mediciones más tradicionales de la fisiología vegetal. Con ello se pueden determinar la asimilación neta de carbono ( $P_n$ ), medida generalmente en  $\mu\text{molesCO}_2/\text{m}^2/\text{seg}$ ; la evaporación (Evap) medida en  $\text{mmolH}_2\text{O}/\text{m}^2/\text{seg}$ ; la conductancia estomática ( $G_s$ ) medida en  $\text{mmol}/\text{m}^2/\text{seg}$ ; la concentración de  $\text{CO}_2$  en la cámara subestomática o intercelular medida en ppm (partes por millón) y también la temperatura foliar, medida o calculada. Los aparatos utilizados son analizadores de gases por infrarrojo de ahí la denominación de IRGAs (infrared gas analyzer). En los mismos se pueden diferenciar el cuerpo principal que contiene las baterías y la electrónica (a veces también los detectores) y la pinza que contiene la cubeta de detección en donde se aloja el material vegetal (Imagen 35). Estos equipos utilizan la detección de  $\text{CO}_2$  en la longitud de onda de 4260 nm, que es en donde el  $\text{CO}_2$  muestra una fuerte absorción, utilizando una lámpara de tungsteno para generarla. El modelo que actualmente se utiliza para el intercambio de gases y su interpretación bioquímica y biofísica es el de Farquhar (Farquhar *et al.*, 1980).

Existen 2 tipos de medidores de intercambio de gases, de ciclo cerrado y de ciclo abierto. Los primeros miden la concentración de  $\text{CO}_2$  al inicio y al final y calculan el consumo en función del tiempo, del volumen y del área de las hojas o peso. Los de tipo abierto usan una cubeta en

donde es introducido un flujo de aire en forma continua y la concentración de CO<sub>2</sub> es medida en el aire de entrada y en el de salida. En estos sistemas que son los utilizados actualmente, el aire de salida de la cubeta de medición tendrá una menor concentración de CO<sub>2</sub> y una mayor humedad y será mayor la diferencia con los valores del aire atmosférico cuanto mayor sea la asimilación neta y la transpiración (Fernández y Gyenge, 2010).



**Imagen 35.** Equipo de nivel básico para medir intercambio gaseoso en plantas (ejemplo de medición en tomate)

Generalmente todos los equipos poseen regulaciones para el CO<sub>2</sub> y la humedad del aire que es dispensada a la cubeta y, de esta manera, controlar las condiciones de medición. Los equipos más sencillos poseen un solo sensor de CO<sub>2</sub> y utilizan una válvula para enviar en forma regular aire que proviene de la cubeta o aire de referencia para realizar los cálculos de intercambio de gases. Otros equipos más sofisticados poseen 2 detectores, uno que mide el aire de entrada y otro el de salida de la cubeta donde está la muestra a medir.

Las cubetas de medición pueden poseer, en el caso de los equipos más sofisticados, control de temperatura de la muestra, y todos los equipos permiten el agregado de un sistema de iluminación que permite tener la opción de controlar la irradiación y con ello realizar curvas de intensidad de luz vs. asimilación neta de carbono (P<sub>n</sub>). Los datos obtenidos de estas curvas de intensidad de luz permiten conocer el punto de saturación de luz, el punto de compensación lumínica y el rendimiento cuántico de la fotosíntesis.

También, cuando se impide la llegada de luz a la cubeta de medición es posible medir la respiración ya que la fotosíntesis es nula.

Los equipos también tienen un sensor de radiación fotosintéticamente activa que permite medir la asimilación neta a la radiación actual o in-situ o, mediante el uso del complemento de luces, la radiación saturante que, dependiendo de la especie, puede ser de 800-1000 μmol.m<sup>-2</sup>.s<sup>-1</sup> en plantas C3 o 1500-2000 μmol.m<sup>-2</sup>.s<sup>-1</sup> en plantas C4.

Por otro lado, también pueden construirse curvas de Pn y concentración de CO<sub>2</sub> en el que se utiliza la concentración de CO<sub>2</sub> intercelular, llamadas curvas A/Ci. Con estas curvas pueden determinarse el punto de compensación de CO<sub>2</sub>, tasa máxima de saturación de CO<sub>2</sub>, la velocidad máxima de carboxilación de la rubisco y la tasa máxima de transporte de electrones (Imagen 36).

Las tasas de fotosíntesis neta en plántulas variaron según la especie siendo de 12  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  en berenjena, 10  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  en pepino, espinaca y hakusai, 15  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  en repollo y 7  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  en tomate, medidas a temperatura de entre 20 y 25 °C. En tomate, durante la floración se observa gran disparidad de valores de Pn dependiendo del cultivar y la posición de las hojas, encontrándose valores mayores en las partes media a altas de la planta en comparación con las inferiores. Estos valores rondaron de 10 a 17  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  en las partes media y alta y de 2 a 8  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  en las partes bajas del canopeo. Así también, en berenjena durante la maduración se encontraron valores dispares dependiendo del cultivar y la posición de las hojas con valores desde 3 a 21  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  (Khan *et al.*, 2006; Acantrinei, 2010; Nemeskeri y Helyes, 2019).

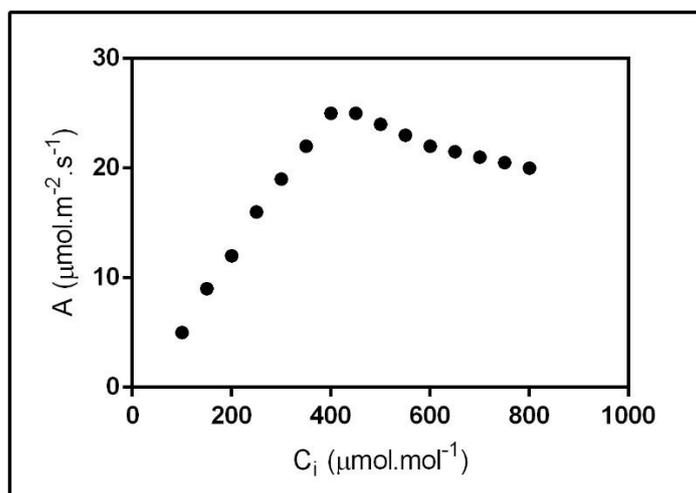


Imagen 36. Esquema de curva de asimilación neta (A) vs concentración de CO<sub>2</sub>

## Fluorescencia de la clorofila

Como complemento al intercambio gaseoso ha cobrado mucha importancia en los últimos tiempos el estudio de la salud y funcionalidad de los fotosistemas. Estos son estudiados principalmente con un tipo de equipos denominados fluorómetros, los cuales permiten investigar la fase lumínica de la fotosíntesis (Imagen 37).

Brevemente, puede decirse que cuando las hojas son iluminadas, las moléculas de clorofila son las encargadas de capturar luz e inician una serie de reacciones que producen poder reductor y ATP esenciales para la fijación de carbono. Las clorofilas se hallan empaquetadas en antenas en sendos fotosistemas denominados II y I por orden en la cascada de electrones (Imagen 38). En general, los estudios se realizan sobre el fotosistema II debido a la mayor anti-

güedad de las investigaciones y a que se dispone de modelos teóricos más desarrollados, además de que existe mayor asequibilidad de los equipos de medición.



Imagen 37. Mediciones con fluorómetro en tomate

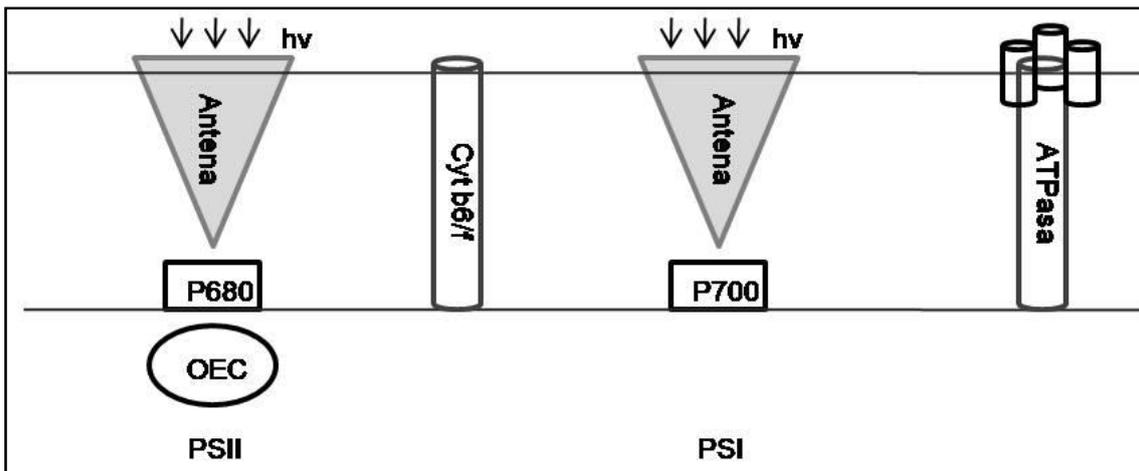


Imagen 38. Esquema de los fotosistemas II y I (PSII y I) con sus centros de reacción P680 y P700, respectivamente, OEC= complejo liberador de oxígeno, Cyt b6/f=Citocromo b6/f, hv= radiación fotosintéticamente activa

La energía que llega al fotosistema excita a las clorofilas, las cuales pueden des-excitar de 3 modos. El primero es a través de la liberación de electrones del agua en el OEC y su posterior cap-

tura por las quinonas a y b proceso que se llama disipación fotoquímica e inicia el transporte de electrones imprescindible para la fotosíntesis. Otros modos de disipar la excitación que tienen las clorofilas es a través del calor o la emisión de luz denominada fluorescencia de la clorofila.

Esta última puede detectarse y, de este modo, conocer a través de diversos parámetros el comportamiento de los fotosistemas a la influencia de diversos fenómenos como la alta irradiación, las bajas temperaturas y estreses bióticos (Gonzalez-Moreno *et al.*, 2008).

Existen varias metodologías utilizadas pero hay dos que destacan por la amplitud de uso, la fluorescencia modulada y la fluorescencia continua.

La fluorescencia modulada utiliza equipos que emiten 4 fuentes de luz distintas, luz roja de baja intensidad ( $2 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ), luz actínica de alta intensidad ( $5\text{-}20 \text{ K } \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ), luz actínica blanca de mediana intensidad ( $200\text{-}600 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) y también luz rojo lejano.

Un protocolo de trabajo típico con estos instrumentos consiste en mantener la muestra (una hoja de una planta, por ejemplo) en oscuridad durante 20 a 30 minutos para posteriormente comenzar a medir utilizando luz roja de baja intensidad, seguido de un flash de luz actínica de alta intensidad y corta duración (1 segundo), dependiendo del protocolo, continuar con luz actínica blanca durante algunos minutos para llevar al estado estacionario a los fotosistemas y luego volver a realizar flashes de alta intensidad (1 o varios dependiendo del protocolo), para o terminar con luz del rojo lejano (Fernández y Gyenge, 2010).

Estos protocolos permiten estimar el rendimiento cuántico máximo del fotosistema II, rendimiento cuántico actual, tasa de transporte de electrones, disipación no fotoquímica, etc.

La otra metodología se denomina fluorescencia continua y solo utiliza luz roja a 637 o 650 nm y las medidas duran una fracción del tiempo de la metodología anterior.

Un protocolo típico utiliza el oscurecimiento de la muestra durante 20 a 30 minutos y luego se realiza un flash con una duración de 1 a 3 segundos con luz roja de alta intensidad ( $3\text{-}3,5 \text{ K } \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ), con o sin un segundo flash de la misma intensidad con un intervalo de 0,1 a 0,5 segundos.

Lo que diferencia principalmente a estos equipos es la capacidad de registrar datos de fluorescencia a intervalos de tiempo tan cortos como 10  $\mu$ segundos, lo que posibilita la construcción de curvas que permiten evaluar las distintas etapas del flujo de energía desde la absorción por las clorofilas hasta el último aceptor del fotosistema I.

Los parámetros que pueden medirse son, entre otros, el rendimiento cuántico máximo del fotosistema II, la cantidad de aceptores de electrones en cada cadena transportadora de electrones activos, la disipación de energía por centro de reacción, la eficiencia del complejo liberador de oxígeno y la conectividad de los fotosistemas.

## Termografía

Dentro de las principales funciones fisiológicas de las plantas se encuentran las relacionadas a la absorción y manejo del agua. Cuando las plantas abren los estomas para permitir la entrada de

CO<sub>2</sub>, inevitablemente se produce una pérdida de H<sub>2</sub>O en forma de vapor que es posible medir mediante un medidor de gases como se describió anteriormente. Esta pérdida de agua tiene una consecuencia termodinámica que consiste en enfriar el entorno donde se produce el pasaje de líquido a vapor mediado por la entalpia de vaporización. La tasa en la pérdida de agua de las hojas dependerá de la conductancia estomática, el espesor de la capa límite, el déficit de presión de vapor de la atmosfera, el contenido hídrico del suelo y las resistencias para conducir agua por los vasos, entre otros factores. Entonces, a mayor pérdida de agua en las plantas, menor temperatura del entorno, ya sea una hoja o el canopeo. Las diferencias de temperatura en las plantas pueden deberse, por ejemplo, a distinta resistencia a la sequía, mayor crecimiento de biomasa, cutículas dañadas por ataque de patógenos, daño en la raíz por nematodos u obstrucción de vasos por hongos.

La temperatura de las hojas puede medirse en forma directa con una sonda o en forma indirecta mediante el registro de la radiación infrarroja lejana del espectro electromagnético.

Según la ley de Planck, un cuerpo a determinada temperatura emite radiación de todas las longitudes de onda a una intensidad por unidad de área y ángulo sólido relacionado a la velocidad de la luz, la emisividad del objeto, la constante de Boltzmann, la constante de Planck, etc. Haciendo una aproximación a un cuerpo negro, en el que la emisividad es igual a diferentes temperaturas y longitudes de onda, la radiación emitida a temperatura ambiente es máxima a aproximadamente 10  $\mu\text{m}$ . Luego de ser emitida, la radiación antes de llegar al detector atraviesa una porción de la atmosfera, que por su composición permite una ventana de máxima transmisión a longitudes de 8 a 13  $\mu\text{m}$ .

Los cuerpos que emiten radiación térmica siguen los principios descritos en la ley de Stefan-Boltzmann, que describe la emisión de un cuerpo negro, el cual es considerado el emisor perfecto y, por lo tanto, tiene una emisividad de 1. Esta Ley relaciona la energía emitida en forma de radiación de un cuerpo negro con la temperatura del mismo elevada a la cuarta potencia. Entonces, si se cuantifica la radiación emitida por un objeto puede hallarse la temperatura del mismo (Ogando, 2009)

El tipo de instrumento que se utiliza para detectar la radiación se denomina bolómetro, que es un dispositivo que absorbe la radiación, varía su temperatura y esto provoca cambios en sus propiedades físicas que pueden ser medidas, siendo el ejemplo más común el termómetro de mercurio. Para detectar radiación infrarroja de tan baja intensidad se utilizan instrumentos denominados microbolómetros que pueden ser enfriados u operar a temperatura ambiente, estos junto a una lente de material especial transparente a infrarrojo y la electrónica correspondiente constituyen los elementos de un detector de temperatura por radiación infrarroja.

Dichos elementos pueden ser de dos tipos, de medida puntual o tipo cámara termográfica. El primero integra todas las temperaturas del área de medición, mientras que el segundo permite ver imágenes y obtener fotos o videos termográficos. En cualquiera de los dos equipos es necesario conocer una serie de parámetros para poder calcular la temperatura a partir de la radiación infrarroja receptada. Estos parámetros son:

- Emisividad: es el parámetro más importante. Relaciona la emisividad de un objeto cualquiera en relación a un cuerpo negro que posee el valor máximo para este parámetro.

tro, que por convención es igual a 1, teniendo el resto de los objetos emisividades menores. Por ejemplo, en vegetales se usan valores que van de 0,95 a 0,98; el agua tiene 0,96; la piel humana 0,98; mientras otros materiales como los metales pulidos tienen emisividades menores. También es de destacar que diferentes órganos de las plantas, como inflorescencias o tallo pueden tener pequeñas diferencias de emisividad.

- Temperatura reflejada aparente: usada para compensar la radiación reflejada por el objeto.
- Distancia entre el objeto y la cámara: importante, ya que parte de la radiación del objeto es absorbida por la atmosfera y la cámara también registra la radiación difusa de la atmosfera.
- Humedad relativa: indicativo del contenido de agua atmosférica y cómo las moléculas de agua influyen en la tramitancia de la radiación en la atmósfera. Este valor es importante para corregir la medición de temperatura del objeto.
- Temperatura del aire

Las cámaras termograficas más comúnmente utilizadas para plantas tienen sensibilidades de 0,1 °C y un número de pixeles que van de 19.400 a 324.000. El tamaño del pixel dependerá, al igual que en una cámara en la región del visible, del ángulo de la lente, la distancia al objeto y el número de pixeles de la cámara.

Muchas de las aplicaciones de la termografía están relacionadas a la predicción de enfermedades y estreses abióticos y es por eso es que se utilizan en detecciones a nivel cultivo, por lo que suelen usarse montadas en drones.

## **Radiación electromagnética absorbida y reflejada**

La radiación electromagnética está compuesta de diversas longitudes de onda, entre las que se ubica la fotosintéticamente activa (400 a 700 nm), ocupando también el rango del espectro visible por los humanos. Existen numerosas técnicas que utilizan la reflexión, absorción y tramitancia de la radiación electromagnética en diferentes longitudes de onda para detectar propiedades de las hojas de las plantas o de los cultivos a nivel de predio.

Parte de esta radiación fue descrita en el apartado anterior donde se trato el uso de la misma para medir temperatura en forma remota. Ahora se describirán algunos métodos de uso común en fisiología vegetal que se utilizan para describir propiedades de los vegetales.

El más utilizado es el de la absorbancia para estimar el contenido de clorofila en las hojas, del cual el más común es el método SPAD. Este método se basa en la ley de Lambert-Beer, la cual relaciona la absorción de la luz por una sustancia con la concentración de ésta, su absorptividad molar y la longitud del cuerpo que atraviesa. De esta manera, la absorbancia  $A = \epsilon \cdot c \cdot l$ , donde  $\epsilon$  es el coeficiente de extinción molar y  $l$  la longitud del cuerpo.

Como en este caso se quiere medir una misma sustancia (clorofila) el  $\epsilon$  es constante en todas las mediciones entonces, midiendo la absorbancia y conociendo el espesor del cuerpo se puede estimar el contenido de clorofila. La clorofila tiene dos picos de absorción, en el azul y en

el rojo y por cuestiones prácticas se utiliza esta última para el diseño de los equipos de medición. Las longitudes utilizadas varían con el fabricante pero se usan entre 650 a 680 nm, con lo cual la absorbancia es proporcional al contenido de clorofila. Por otro lado, para realizar los cálculos es necesario conocer el espesor del objeto o longitud de la sección medida y para eso se utiliza la absorbancia del agua en el rango del infrarrojo cercano alrededor de 940 nm. Esto permite estimar el espesor de la hoja medida y completar la formula de Lambert-Beer.

Existen en el mercado diversos equipos que miden en unidades SPAD (Soil Plant Analysis Development) (Imagen 39), CCI (Chlorophyll Content Index) o en  $\mu\text{moles}$  de clorofila. $\text{m}^{-2}$  de hoja. Estas mediciones sirven tanto para conocer el contenido de clorofila que puede variar ante estreses bióticos o abióticos así como para estimar en forma indirecta el contenido de nitrógeno de las muestras. Esta última es la principal aplicación de estos equipos, siendo una importante herramienta de diagnostico en la nutrición nitrogenada.



**Imagen 39.** Medición de índice de verdor (unidades SPAD) en tomate

Por otro lado, para medir a nivel cultivo la radiación interceptada por el mismo, se utilizan técnicas que contemplan la absorción por el canopeo, con equipos registran la radiación incidente y la transmitida. Con este tipo de mediciones se puede estimar el grado de cobertura, la eficiencia de interceptación de radiación o el área foliar en forma indirecta. Los equipos más comunes que miden radiación se denominan ceptómetros. Se construyen como barras de 1 m o 50 cm y se utilizan midiendo la radiación incidente y la transmitida a nivel del suelo, permitiendo integrar todos los puntos en el largo de la barra (Imagen 40). Luego, si se conoce el coeficiente de extinción y el ángulo del sol puede calcularse el área foliar; aunque este índice presenta numerosos errores, por lo que este tipo de equipo se utiliza para calcular la radiación interceptada, principalmente. Los ceptómetros son de uso corriente en diversos cultivos, sobre todo en cereales y plantas de poco desarrollo vertical.



**Imagen 40.** Ceptómetro (A). Medición de radiación interceptada en tomate (B)

En plantas de gran desarrollo vertical como las frutales o forestales, para estimar radiación interceptada se utiliza la fotografía hemisférica que consiste en tomar fotografías a nivel del suelo hacia la copa de los árboles y luego, mediante el uso de software estimar la fracción correspondiente a las plantas y al cielo. Si bien puede hacerse en forma manual, existen equipos que permiten tomar las fotografías y calcular la fracción vegetal en forma automática, aunque presentan numerosos problemas metodológicos como la resolución de las fotografías, la capacidad de diferenciar el tejido vegetal del fondo y también presenta el inconveniente del movimiento de las ramas y las hojas por el viento al momento de tomar las fotos.

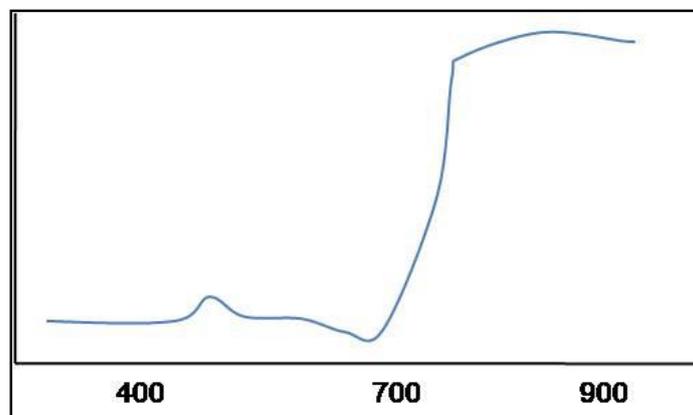
Por otro lado existe, una tercer técnica que podría considerarse una combinación de ambas y mide la interceptación de la radiación entre 320 y 490 nm mediante un dispositivo en diversos

ángulos al mismo tiempo, tanto sobre el canopeo como debajo de él y permite estimar la radiación interceptada y el área foliar en forma más precisa.

Otra metodología que se utiliza cada vez más es la detección de la radiación reflejada. Esta técnica tiene la ventaja, a diferencia de la anterior, que puede utilizarse a escala de cultivo e inclusive a nivel de grandes áreas mediante el uso de equipos montados en drones o satélites. Cuando un haz de luz de diferentes longitudes de onda impacta sobre un objeto, parte de esa radiación será absorbida, parte transmitida y parte reflejada. El tipo de longitudes de onda y la composición del material determinarán qué longitudes de onda y en qué cantidad de absorben, transmiten o reflejan.

Las plantas en crecimiento al tener clorofila presentan altas absorciones en el rango 400 a 700 nm con menor absorción en el verde y una gran reflexión en el rango del infrarrojo cercano (Imagen 41).

Entonces, los equipos de medición pueden dividirse en aquellos que escanean todo el espectro reflejado, denominados espectralradiómetros, y aquellos que poseen filtros para detectar algunas longitudes de onda. Estos equipos, a su vez, pueden usar la radiación reflejada natural como en el caso de equipos montados en drones o satélites, o utilizar emisores para las longitudes deseadas como algunos de los equipos manuales. Con los primeros pueden luego construirse numerosos índices relacionados con diferentes compuestos presentes en las plantas con una sola toma de datos, aunque el costo y la operatividad de estos equipos los hacen solo aptos para investigación. Mientras que los equipos que permiten conocer la radiación reflejada de un número restringido de longitudes de onda encuentra mucha aplicación en la fisiología vegetal.



*Imagen 41. Curva típica de luz reflejada por una hoja*

El principal índice utilizado es el NDVI (Normalized Differential Vegetation Index) que se emplea para detectar enfermedades, estimar biomasa y contenido de nitrógeno de las plantas. Este índice se usa en equipos manuales, drones y desde satélites, y usa la radiación roja (R) e infrarroja cercana (NIR) reflejada mediante un índice que adquiere la siguiente forma:

$$NDVI = \frac{NIR - R}{NIR + R}$$

Los valores de las longitudes medidas pueden variar pero, por ejemplo, en el equipo portátil GreenSeeker Handheld se utilizan 660 y 780 nm con un ancho máximo de 25 nm. Este equipo, y varios de su mismo tipo, se utilizan principalmente para calcular la necesidad de nitrógeno de un cultivo para ajustar las dosis de fertilización.

El modo de trabajar es similar al utilizado con los medidores de clorofila como el método SPAD, en donde se preparan pequeñas áreas del cultivo sin limitaciones en la provisión de nitrógeno y luego se comparan mediciones en estas áreas con las del cultivo en general y mediante curvas de calibración se estima la necesidad de fertilizante de acuerdo al rendimiento esperado.

También existen otros índices que permiten estimar la eficiencia de uso de la radiación como el PRI (Photochemical Reflectance Index) que mide el cambio en la composición de los carotenoides relacionados con el proceso fotosintético y que, analizados en conjunto con el NDVI permite estimar la fijación de CO<sub>2</sub> en forma remota (Peñuelas *et al.*, 2011). El PRI utiliza el mismo formato que el NDVI pero se miden las radiaciones reflejadas a 531 y 570 nm.

Existen otros numerosos índices para estimar biomasa, vitalidad, contenido hídrico, antocianinas, carotenoides, etc.; pero por lo general se utilizan cuando se realizan mediciones simultáneas con equipos que capturan todo el espectro de radiación reflejada.

## Referencias

- Acantrinei, L. (2010). Photosynthesis rate, transpiration and stomatal conductance of vegetable species in protected organic crops. *Lucrari Stiintifice seria Agronomie*,53(1), 32-35.
- Bleidorn, C. (2017). Sequencing techniques In: Bleidorn, C. (Edit.), *Phylogenomics. An introduction* (pp. 43-60). Springer International Publishing.
- Chandrasekhar, K., Dillep, A., Lebonah, E. y Kumari J. (2014). A short review on proteomics and its applications. *International Letters of Natural Science*,12(1), 77-84.
- Chen, F., Song, Y., Li, X., Chen, J., Mo, L., Zhang, X., Li, Z. y Zhang, L. (2019). Genome sequences of horticultural plants: past, present, and future. *Horticultural Research*,6(112), 1-23.
- Farquhar, G., von Caemmerer, S. y Berry, J. (1980). A biochemical model of photosynthetic CO<sub>2</sub> assimilation in leaves of C3 species. *Planta*,149, 78-90.
- Fernández, M. y Gyenge, J. (2010). *Técnicas de medición en ecofisiología vegetal: conceptos y procedimientos*. Buenos Aires: Ediciones INTA.
- Franca, L., Carrilho, E. y Kist, T. (2002). A review of DNA sequencing techniques. *Quarterly Review of Biophysics*,35(2), 169-200.
- Gonzalez-Moreno, S., Perales Vela, H. y Salcedo Alvarez, M. (2008). La fluorescencia de la clorofila a como herramienta en la investigación de efectos tóxicos en el aparato fotosintético de plantas y algas. *Revista de Educación Bioquímica*,27(4), 119-129.
- Khan, S., Yoshida, Y. y Islam, S. (2006). Characteristics of photosynthetic and chlorophyll fluorescence in different vegetable species. *Asian Journal of Plant Science*,5(2), 266-270.

- Lowe, R., Shirley, N., Bleackley, M., Dolan, S. y Shafee, T. (2017). Transcriptomics technologies. *PLoS Computational Biology*,13(5), e1005457.
- Nemeskeri, E. y Helyes, L. (2019). Physiological responses of selected vegetable crop species to waters stress. *Agronomy*,9(447), 1-19.
- Ogando K. (2009). Microbolomtros para la deteccion de la radiacion infrarroja lejana. (Tesis Maestria). Recuperada de Instituto Balseiro.
- Peñuelas, J., Garbulsky, M. y Filella, I. (2011). Photochemical reflectance index (PRI) and remote sensing of plant CO<sub>2</sub> uptake. *New Phytologist*,191, 596-599.
- Wang, B., Kumar, V., Olson, A. y Ware, D. (2019). Reviving the transcriptome studies: an insight into the emergence of single-molecule transcriptome sequencing. *Frontiers in Genetics*,10, 384.
- Zhang, A., Sun, H., Wang, P., Han, Y. y Wang, X. (2012). Modern analytical techniques in metabolomics analysis. *Analyst*,137, 293-300.

# Los autores

## Coordinadoras

### **Martínez, Susana Beatriz**

Doctora Ingeniera Agrónoma, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales (FCAyF), Universidad Nacional de La Plata (UNLP). Profesora Titular Ordinaria Climatología y Fenología Agrícola, FCAyF, UNLP. Publicaciones: Co-autora Situación actual de la producción en invernaderos en el cinturón hortícola de La Plata, provincia de Buenos Aires. En: M. Lenscak y N. Iglesias (Comp.), Invernaderos. Tecnología apropiada en las regiones productivas del territorio nacional argentino (del paralelo 23 al 54) (Ediciones INTA, 2019). Co-autora Evaluación de técnicas combinadas en la producción de tomate protegido sobre suelos con nemátodos: utilización de portainjertos, biofumigación, aplicación de hormonas vegetales y biocontroladores. En: M. Garbi y M. A. Sangiacomo (Coords.), Buenas prácticas en producciones horti-florícolas en áreas periurbanas (EdUNLu, 2018).

### **Carbone, Alejandra Victoria**

M. Sc. Protección Vegetal orientación Malezas, Facultad Ciencias Agrarias y Forestales (FCAyF), Universidad Nacional La Plata (UNLP). Especialista Docencia Universitaria, UNLP. Licenciada Biología orientación Botánica, Facultad Ciencias Naturales y Museo, UNLP. JTP Ordinaria Fisiología Vegetal y Ayudante Diplomado Ordinaria Morfología Vegetal, FCAyF, UNLP. Docente en cursos sobre hidroponía y propagación vegetativa, FCAyF, UNLP. Publicaciones: Nutrición Mineral en Cultivo en Hidroponía (Edulp, 2015). Co-autora en libro Buenas Prácticas en Producciones Horti-Florícolas en áreas periurbanas (EdUNLu, 2018) y *Gomphrena perennis* en Malezas e Invasoras de Argentina (Ediuns, 2018). Investigación ecofisiología de cultivos intensivos, FCAyF, UNLP. Mención Especial por Mejor Trabajo presentado en Jornadas CISaV 2019 y por Trayectoria Docente en FCAyF, UNLP.

### **Garbi, Mariana**

Doctora Orientación Ciencias Aplicadas, Universidad Nacional de Luján (UNLu). Ingeniera Agrónoma, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales (FCAyF), Universidad Nacional de La Plata (UNLP). Profesora Adjunta Climatología y Fenología Agrícola, FCAyF, UNLP. Publicaciones: Co-autora Situación actual de la producción en invernaderos en el cinturón hortícola de La

Plata, provincia de Buenos Aires. En: M. Lenscak y N. Iglesias (Comp.), Invernaderos. Tecnología apropiada en las regiones productivas del territorio nacional argentino (del paralelo 23 al 54) (Ediciones INTA, 2019). Coord. Buenas prácticas en producciones horti-florícolas en áreas periurbanas (EdUNLu, 2018). Co-autora Modificación artificial del ambiente: cultivos protegidos, En: J. Beltrano y D. Gimenez (Coords.), Cultivo en Hidroponía (Edulp, 2015).

## Autores

### **Alconada Magliano, Margarita**

Ingeniera Agrónoma, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales (FCAyF), Universidad Nacional de La Plata (UNLP). Magister Scientiae en Ciencias del Suelo, Universidad de Buenos Aires (UBA). Doctora en Geografía, Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM). Profesora Titular Edafología, FCAyF, UNLP. Profesora de la Maestría y Especialización en Planeamiento Paisajista y Medio Ambiente, UNLP. Participación en diversos grupos científicos, y técnicos, en aspectos vinculados al uso y manejo del suelo-agua desde una perspectiva de paisaje, en el ámbito privado y estatal, nacional e internacional (Argentina, Cuba, México, Uruguay). Publicaciones: Editora Libro Intensified Land and Water Use - A Holistic Perspective of Local to Regional Integration (acuerdo firmado con Springer Earth System Sciences book series (en curso).

### **Cacivio, Rossana**

Doctora por la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales (FCAyF), Universidad Nacional de La Plata (UNLP). Máster en Formación y Desarrollo de Recursos Humanos, Universidad Internacional Andalucía. Psicóloga Social, CEPS. Ingeniera Agrónoma, FCAyF, UNLP. Profesora Adjunta Ordinaria Curso Sociología Agraria, FCAyF, UNLP. Responsable de cursos para maestrías de la Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Mar del Plata y FCAyF, UNLP. Actividad profesional: seminarios y clínicas para INTA, AAPRESID, ACA, entre otras. Publicaciones: Las formas de organización del trabajo, los riesgos psicosociales y el silenciamiento de su impacto en la salud de los profesionales (Casivio, R. XIII Jornadas de Sociología, Buenos Aires, 2019). Hablemos de nuestro trabajo (Casivio, R. Laboreal, 2017).

### **del Pino, Mariana**

Master Science-Horticultura, Universidad Nacional de Cuyo, Ingeniera Agrónoma, Universidad Nacional de Buenos Aires. JTP Ordinaria Horticultura y Floricultura, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Universidad Nacional de La Plata. Actividad profesional dedicada a la producción hortícola orgánica, BPA, Control biológico. Publicaciones: How support group decision making in horticulture (2019), Caracterización de los agroquímicos usados en los cultivos hortícolas en relación a las BPA (2018), The mirid bug *Tupiocoris cucurbitaceus*: powerful spontaneous natural enemy in tomato greenhouses in La Plata, Buenos Aires, Argentina (2015). Parti-

cipación en proyectos hortícolas nacionales e internacionales: sustentabilidad, BPA, riesgo y toma de decisión, producción orgánica y pobreza.

### **Maiale, Santiago Javier**

Doctor en Biología Molecular y Biotecnología, Universidad Nacional de Gral. San Martín (UNSAM), Ingeniero Agrónomo, Universidad Nacional de La Plata (UNLP). JTP Laboratorio de Suelos, Forrajes y Granos (UNSAM). Publicaciones: Apoplastic polyamine oxidation plays different roles in local responses of tobacco to infection by the necrotrophic fungus *Sclerotinia sclerotiorum* and the biotrophic bacterium *Pseudomonas viridiflava* (Plant Physiology, 2008). Reactive oxygen species generated in chloroplasts contribute to tobacco leaf infection by the necrotrophic fungus *Botrytis cinerea* (Plant Journal, 2017). Redox homeostasis in the growth zone of the rice leaf plays a key role in cold tolerance (Journal Experimental Botany, 2020). Proyecto: Estudio de la interacción arroz ambiente (INTECH-CONICET).

### **Padín, Susana Beatriz**

Ingeniera Agrónoma, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales (FCAYF), Universidad Nacional de La Plata (UNLP). Carrera postgrado Docente Universitaria, UNLP. Profesora Adjunta Ordinaria Terapéutica Vegetal, FCAYF, UNLP. Directora y Codirectora de tesis de posgrado, tesis de grado, becas y pasantías. Autor-coordinador del libro “Protección Vegetal: una mirada hacia el cuidado del ambiente y la salud humana” (EDULP, 2018). Codirectora y participante de proyecto investigación, UNLP. Evaluadora de becas posdoctorales, UNLP. Coordinadora curso Manejo Integrado de Plagas, Maestría en Protección Vegetal, FCAYF. Docente en cursos de Maestría y Especialización en Protección Vegetal, FCAYF. Directora y Codirectora de proyectos de Extensión, UNLP y de la Secretaría de Políticas Universitarias. Subdirectora del Centro de Investigaciones en Sanidad Vegetal (CISaV, UNLP).

### **Pardi, Martín**

Ingeniero Agrónomo, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales (FCAYF), Universidad Nacional de La Plata (UNLP). Responsable Sección Agrometeorología, Estación Experimental Julio Hirschhorn (EEJH), FCAYF, UNLP. JTP Ordinario Climatología y Fenología Agrícola, FCAYF, UNLP. Publicaciones: Autor Boletín Agrometeorológico Mensual (EEJH, FCAYF, UNLP 1998-2020). Items from Germany, contributions Leibniz-Institut für Pflanzengenetik und Kulturpflanzenforschung IPK Gatersleben (Wheat Newsl., Kansas State University, 2018). Variabilidad genotípica y mapeo asociativo para rendimiento y sus componentes en 108 variedades de trigo (III Workshop Internacional de Ecofisiología de Cultivos, 2017). Precipitación en La Plata, relación con el fenómeno ENOS y el período crítico del trigo (Congreso Internacional Sobre Cambio Climático y Desarrollo Sustentable, UNLP, 2016).

### **Passalacqua, Silvia Alicia**

Magister en Procesos de Integración Regional-Mercosur, Universidad de Buenos Aires (UBA). Ingeniera Agrónoma, Facultad de Agronomía, Universidad Nacional de La Plata (UNLP). Profesora Adjunta Ordinaria de Terapéutica Vegetal, FCAyF, UNLP. A cargo Registro Nacional de Agroquímicos y Biológicos ex SENASA (1992). Coordinadora de Bioseguridad Agroambiental, Dirección Nacional de Protección Vegetal SENASA (2009-2018). Titular en la Comisión Nacional Asesora de Biotecnología Agropecuaria (CONABIA) (1991-2018). Reconocida como “Centro de Referencia de la FAO para la Bioseguridad de los Organismos Genéticamente Modificados (2014), continúa como experta. Coordinadora de la Comisión Nacional Asesora de Plagas Resistentes (CONAPRE) (2007-2018). Autora-coordinadora libro Protección Vegetal: Mirada hacia el Cuidado del Ambiente y la Salud Humana (EDULP, 2018).

### **Pellegrini, Andrea Edith**

Especialista en Ingeniería Ambiental, Universidad Tecnológica Nacional (UTN), Ingeniera Agrónoma, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales (FCAyF), Universidad Nacional de La Plata (UNLP). JTP Ordinaria Edafología, FCAyF, UNLP. Docente en la Diplomatura Universitaria en Producción Hortícola y Florícola, FCAyF, UNLP. Publicación en extensión: coautora del Manual de Buenas Prácticas Agrícolas (2017); Capacitación para el reciclado de residuos orgánicos. Fuente de sustratos, abonos y acondicionadores de suelos degradados (2008). Co-directora del proyecto de extensión: Capacitación pública sobre reciclaje y compostaje. En investigación: coautora de Ecological Sustainability Assessment of Crop Rotations in Buenos Aires (Argentina) Volume 7 - Issue 4 (2019). Integrante del proyecto: aportes para la sustentabilidad de los sistemas agrícolas extensivos en el área de influencia de la FCAyF, UNLP.

### **Pincioli, María**

Doctora en Tecnología de los Alimentos, Nutrición y Bromatología (Universidad de Murcia, España), Máster en Tecnología e Higiene de los Alimentos, Universidad Nacional de La Plata (UNLP), Especialista en Docencia Universitaria (UNLP) e Ingeniera Agrónoma, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales (FCAyF), UNLP. JTP en Bioquímica y Ayudante Diplomada Ordinaria en Climatología y Fenología Agrícola, FCAyF, UNLP. Publicaciones: Impact on phytoprostane and phytofuran (stress biomarkers) of the concentration of salicylic acid and growing environment on *Oryza sativa* (2018), Statement of foliar fertilization impact on yield, composition, and oxidative biomarkers in rice (2019), Broken rice as a potential functional ingredient with inhibitory activity of renin and angiotensin-converting enzyme (2019). Integrante el Programa de Mejoramiento de Arroz, UNLP. Actualmente, investiga en climatología y ecofisiología de cultivos intensivos.

### **Puig, Lucrecia**

Ingeniera Agrónoma, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales (FCAyF), Universidad Nacional de La Plata (UNLP). Doctoranda en FCAyF, UNLP. Ayudante Diplomada Climatología y

Fenología Agrícola, FCAyF, UNLP. Becaria Doctoral, Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Tecnológicas con lugar de trabajo en el Instituto Tecnológico Chascomus (CONICET – INTECH). Integrante del proyecto sobre Ecofisiología de Cultivos protegidos como Investigador en formación, FCAyF, UNLP.

### **Sánchez de la Torre, María Eugenia**

Ingeniera Agrónoma, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales (FCAyF), Universidad Nacional de La Plata (UNLP). JTP Climatología y Fenología Agrícola, FCAyF, UNLP. Publicaciones: Detection of Citrus Psorosis-Ringspot Virus using RT-PCR and DAS-ELISA (1997), The top component of Citrus Ringspot Virus contains two ssRNAs, the smaller encodes the coat protein (1998), RNA2 of Citrus psorosis virus is of negative polarity and has a single open reading frame in its complementary strand (2002). Integrante de proyecto de investigación en ecofisiología de cultivos intensivos, FCAyF, UNLP.

Producción hortícola periurbana : Aspectos técnicos y laborales /  
Margarita Alconada Magliano ... [et al.] ; coordinación general de  
Susana Beatriz Martínez ; Alejandra Victoria Carbone ; Mariana Garbi.-  
1a ed.- La Plata : Universidad Nacional de La Plata ; EDULP, 2021.  
Libro digital, PDF/A - (Libros de Cátedra)

Archivo Digital: descarga  
ISBN 978-950-34-2008-9

1. Cultivos. 2. Suelos. I. Alconada Magliano, Margarita. II. Martínez, Susana Beatriz, coord.  
III. Carbone, Alejandra Victoria, coord. IV. Garbi, Mariana, coord.  
CDD 635.00982

Diseño de tapa: Dirección de Comunicación Visual de la UNLP

Universidad Nacional de La Plata – Editorial de la Universidad de La Plata  
48 N.º 551-599 / La Plata B1900AMX / Buenos Aires, Argentina  
+54 221 644 7150  
edulp.editorial@gmail.com  
www.editorial.unlp.edu.ar

Edulp integra la Red de Editoriales Universitarias Nacionales (REUN)

Primera edición, 2021  
ISBN 978-950-34-2008-9  
© 2021 - Edulp

**n**  
naturales

  
Edulp  
EDITORIAL DE LA UNLP



UNIVERSIDAD  
NACIONAL  
DE LA PLATA