



Trabajo Final de la carrera de Ingeniería Agronómica

***Estudio de la vegetación espontánea como  
hospedante de tospovirus en áreas del Cinturón  
Hortiflorícola Platense***

**Alumno:** D'Amico, Marco

**Legajo:** 26524/5

**DNI:** 34.727.143

**Correo electrónico:** marco.dam@live.com

**Teléfono celular:** (221) 15-614-6824

**Director:** Ing. Agr. Vera Bahima, José

**Co-directora:** Ing. Agr. Ferrand, Luciana

**Lugar de Trabajo:** CIDEFI (Centro de Investigaciones de Fitopatología)  
FCAyF de la UNLP y Cátedra de Sistemática Vegetal de la FCAyF (UNLP)

## ÍNDICE

ÍNDICE .....	2
RESUMEN.....	3
INTRODUCCIÓN.....	4
Importancia de la horticultura en Argentina .....	4
Cinturón Hortiflorícola Platense (CHFP) .....	4
Tomate y pimiento en el Cinturón Hortiflorícola Platense .....	6
Tospovirus en tomate y pimiento .....	8
TSWV .....	10
Manejo Integrado de tospovirus .....	10
Vegetación espontánea como hospedante del virus .....	13
HIPÓTESIS .....	14
OBJETIVOS .....	14
MATERIALES Y MÉTODOS.....	14
Muestreo y caracterización de la vegetación espontánea .....	14
Herborización .....	15
Análisis de la presencia de tospovirus .....	16
RESULTADOS y DISCUSIÓN .....	19
Muestreo y caracterización de la vegetación espontánea .....	19
Herborización .....	20
Análisis de la presencia de tospovirus .....	21
CONCLUSIONES .....	22
BIBLIOGRAFÍA.....	23
APÉNDICES.....	31

## RESUMEN

El Cinturón Hortiflorícola Platense (CHFP) es la región más importante de Argentina en la producción de tomate y pimiento para consumo en fresco. Estos cultivos son afectados por muchas enfermedades. Entre ellas, una de las más importantes por las pérdidas económicas que provoca es la “peste negra”, causada por varios virus del género *Tospovirus*.

En la región el *Tospovirus* que predomina es el *Tomato spotted wilt virus* (TSWV). Estos virus son transmitidos por trips (Orden: *Thysanoptera*). *Frankliniella occidentalis*, el vector más difundido en la región, es el más eficiente para transmitir TSWV.

Debido al amplio rango de hospedantes de TSWV, y de sus vectores, cabe suponer que en el ciclo de la patogénesis la vegetación espontánea tiene un papel importante pero es variable según las regiones productivas.

El objetivo de este trabajo fue identificar y realizar una descripción botánica de la vegetación espontánea que se encuentra en establecimientos en el CHFP, y analizar la presencia de *tospovirus* en ellas a partir del análisis de las muestras con síntomas sospechosos mediante el test de ELISA.

Se llevaron a cabo 17 monitoreos entre los años 2013 y 2014, visitando 12 establecimientos hortiflorícolas, donde se recolectaron plantas para identificar y en donde hubo ataque de virus, muestras de plantas para analizar si estaban infectadas.

Se recolectaron 80 especies en los establecimientos hortiflorícolas visitados, pertenecientes a 24 familias botánicas. El test de ELISA reveló tres plantas infectadas asintóticamente por TSWV: *Galinsoga parviflora* Cav., *Portulaca oleracea* L. y *Amaranthus viridis* L.

Los hallazgos permiten construir una cadena de hospedantes, porque las tres especies encontradas infectadas están ampliamente distribuidas en el territorio y son capaces de actuar asintóticamente como fuentes de inóculo de TSWV para los cultivos en el CHFP, que junto con los cultivos infectados mantiene la fuente de inóculos a lo largo del año.

## **INTRODUCCIÓN**

### **Importancia de la horticultura en Argentina**

En la República Argentina se destinan 500.000 hectáreas a la producción hortícola obteniendo cada año entre 8-10 millones de toneladas (tn) de hortalizas (Fernández Lozano, 2012). La producción de hortalizas en Argentina se realiza en casi todo su territorio debido a la diversidad de climas que posee, sin embargo la producción comercial que abastece a los principales centros urbanos de consumo se localiza en determinadas regiones (Fernández Lozano, 2012).

Según Galmarini (2009), la horticultura nacional ocupa cerca de 10 millones de jornales por año, lo que la transforma en una de las actividades de mayor valor social del país.

En cuanto a la superficie bajo cubierta a nivel nacional, alcanzó las 2.961 ha para el año 2002, siendo que el 54 % de esta superficie se encuentra en la región pampeana (89 % en la pcia. de Buenos Aires) y el 35 % en el NEA (CNA, 2002). Según López Camelo (2012), la superficie bajo cubierta a nivel nacional alcanza las 6.000 ha aproximadamente, lo que refleja una masiva adopción de dicha tecnología en los últimos años.

En la provincia de Buenos Aires se pueden identificar distintas subregiones productivas, de las cuales la de mayor importancia en el país es el Cinturón Hortícola de Gran Buenos Aires (CHFBA, 2005).

### **Cinturón Hortiflorícola Platense (CHFP)**

La ciudad de La Plata es la Capital de la Provincia de Buenos Aires y, según el INDEC (Censo 2010), en el partido de La Plata habitan 649.613 personas. Está ubicado en el Noreste (NE) de la provincia de Buenos Aires, limitando al NE con los partidos de Ensenada y Berisso, al Noroeste con los de Berazategui y Florencio Varela, al Suroeste y Sur, con San Vicente y Coronel Brandsen y al Sureste con el partido de Magdalena, ocupando una superficie de 893 km<sup>2</sup>. Las coordenadas geográficas de sus puntos extremos son: latitud 34° 50' y 35° 30' S y longitud 57° 45' y 58° 20' O. El Partido se compone por el Casco Fundacional y los siguientes Centros Comunes: Abasto, Arturo Seguí, City Bell, Etcheverry, El Peligro, Gonnet, Gorina, Hernández, Lisandro Olmos, Los Hornos, Melchor Romero, Ringuelet, San Carlos, San Lorenzo, Tolosa, Villa Elisa y Villa Elvira (Figura 1). El conjunto de estas

delegaciones integran el CHFP, el cual se encarga de suministrar hortalizas frescas a casi la totalidad de la provincia y a gran parte del mercado nacional.

Su relieve es el de una llanura con ondulaciones leves, con suelos aptos para actividades agrícolas, predominado los Argiudoles típicos (Vázquez *et al.*, 2007).

Se puede caracterizar al partido por su clima como templado húmedo, con una temperatura media anual que ronda los 16,3 °C y con precipitaciones medias anuales calculadas en 1.023 mm. Por su cercanía al Río de La Plata la humedad tiende a ser abundante, siendo la humedad media anual de 77,6%.

En cuanto al viento, su intensidad media anual llega a 12 km.h<sup>-1</sup>, siendo predominantes los vientos provenientes del Este, Noreste y Suroeste.

Este cinturón abarca una superficie de 5.510 km<sup>2</sup>, de la cual alrededor de 16.000 ha se destinan a cultivos hortícolas, que se concentran en la zona sur (partido de La Plata y alrededores). El principal destino de la producción hortícola de esta zona es el mercado interno (consumo fresco) y se caracteriza por tener un esquema de producción intensivo y altamente diversificado en cuanto a forma de producción y cantidad de especies que se cultivan, principalmente, bajo invernaderos tomate, apio, lechuga, pimiento, espinaca, pepino, chaucha, frutilla y albahaca; en las producciones al aire libre se destacan: lechuga, acelga, tomate, apio, zapallito de tronco, alcaucil, espinaca, repollo, remolacha, hinojo y otros (Fernández Lozano, 2012).

El CHFP se convirtió en la región hortiflorícola más importante de Buenos Aires y, gracias a la masiva adopción del invernáculo, es también la más capitalizada de la Argentina, lo cual generó una gran dependencia de un importante volumen de agroquímicos, lo cual ha generado en los últimos veinte años una serie desventajas sociales, económicas, ecológicas y técnicas (García, 2011).

En cuanto a los aspectos productivos, existe en el partido de La Plata, un área cultivada total de 5.308 ha (CHFBA, 2005) con unas 1.047 Explotaciones Hortiflorícolas (EHF) que producen en total 77.000 tn.año<sup>-1</sup> (CHFBA, 2005).

En el partido de La Plata, se destina aproximadamente 2.259 ha bajo cubierta para la producción (López Camelo, 2012), de las cuales el 77% se destina a horticultura y el 23% a floricultura. Entre los cultivos hortícolas tomate y pimiento son los que ocupan la mayor área bajo cobertura y reciben la mayor tecnología aplicada.

En el área hortícola de La Plata, el tipo de invernadero más común es el de capilla, contruidos con PVC y postes de eucalipto, y con ventilación natural (lateral, y en algunos casos, también cenital).

En cuanto a los aspectos socio-culturales, se debe tener en cuenta que los productores ubicados en las distintas zonas del Cinturón Hortícola Platense (Arana, Los Hornos, Etcheverry, El Peligro, Colonia Urquiza, etc.) se caracterizan, en su mayoría, por ser productores de origen boliviano dedicados fundamentalmente a la producción de hortalizas (García, 2011). Del total de productores solo el 46% son propietarios de las tierras EHF (CHFBA, 2005), el resto combina distintas formas de propiedad para trabajar la tierra, ya que acceder a la propiedad de la tierra les es económicamente imposible.

### **Tomate y pimiento en el Cinturón Hortiflorícola Platense**

Dos de los cultivos de mayor importancia cultivados bajo cubierta en el CHFP son el tomate (*Solanum lycopersicum* L.) y el pimiento (*Capsicum annuum* L.) (CHFBA, 2005).

El tomate es una planta herbácea, perenne en cultivos templados frescos. Su centro de origen es en los Andes de Sudamérica, desde Colombia hasta el norte de Chile, con dos centros hipotéticos de domesticación: México y Perú.

Su sistema radicular principal es pivotante y profundo, llegando hasta 1,20 m de profundidad, provisto de un número elevado de raíces secundarias horizontales. También pueden formarse raíces adventicias, que pueden surgir del tallo en contacto con el suelo, pero también en forma aérea.

Su tallo de eje circula emite las hojas, los tallos secundarios o brotes, y las inflorescencias. Toda la epidermis de la planta es pubescente, por la presencia de distintos tipos de tricomas del tipo glandulares y no glandulares.

El tipo de crecimiento es simpodial, es decir, el tallo está formado por sucesivos brotes axilares que continúan el eje del tallo, conformados por una cantidad limitada de hojas.

Sus hojas son compuestas, imparipinnadas, con 7 a 9 folíolos peciolados, con borde dentado, con o sin foliólulos. Son de tamaños variables, pudiendo alcanzar una longitud de 50 cm con un ancho menor.

Las flores son perfectas, regulares e hipóginas, pentámeras, con corola amarilla, los estambres están soldados formando un cono estaminal de apertura longitudinal introrsa, que rodea al gineceo (al estilo), y el ovario es bilocular o plurilocular. La fecundación es principalmente autógama, pero puede presentar porcentajes de alogamia.

Las flores se agrupan en inflorescencias de tipo cimosas, denominados racimos, y con un número de flores variables (de 3 a 20), pero también hay variedades de mucha mayor cantidad de flores, llegando a más de 100.

El fruto es de tipo baya, bi o plurilocular, que puede tener diferentes colores, formas y tamaños. Su peso puede ser de pocos mg a 400 g o más. El color más generalizado es el rojo y la forma redondeada en los tomates para consumo en fresco, y alargada en los industriales (Parodi, 1978; Del Pino, 2015).

El pimiento es una planta anual herbácea, cuyo centro de origen comprende el área geográfica ocupada por Perú y Bolivia, pero también existen muchas especies originarias de América Central y principalmente de México, en donde se encuentra el mayor número de especies silvestres de *Capsicum* spp.

Posee un sistema radicular pivotante y profundo que puede llegar hasta 1,2 m, contando con un número elevado de raíces adventicias superficiales.

El tallo es anguloso, glabro, y adquiere consistencia semileñosa que le otorga un porte erecto o semierecto.

El crecimiento es de tipo simpodial, el pequeño tallo remata en flor y ramifica en dos o tres tallos secundarios, estos a su vez ramifican nuevamente en forma dicotómica, y este patrón de crecimiento se mantiene mientras las condiciones ambientales lo permitan.

Las hojas son glabras, enteras, ovales o lanceoladas, de borde liso.

Las flores son hermafroditas, con corola blanca y solitarias, pudiendo ubicarse varias en la misma axila, es decir, en las bifurcaciones de las ramificaciones. La fecundación es principalmente autógama, aunque puede presentar casos de alogamia. La producción se ve favorecida por la polinización entomófila, que la realizan hormigas, abejas y abejorros, entre otros insectos.

El fruto es una baya semicartilaginosa y deprimida de color verde al estado inmaduro y roja o amarilla a la madurez de forma y tamaño muy variable.

Las semillas son redondeadas y ligeramente reniformes, abundantes, sin pubescencia, de color amarillo pálido a anaranjado, ubicadas el centro del fruto, con poder germinativo de 3 a 4 años. En 1 gr pueden encontrarse entre 150 y 150 semillas (Parodi, 1978; Del Pino, 2015).

Estos cultivos pertenecen a la familia de las *Solanaceae* y son “blanco” de muchas enfermedades, ya sean bacterianas, fúngicas y virósicas (Blancard, 2011).

Las enfermedades bacterianas más frecuentes en esta zona son: cancrisis bacteriana del tomate (*Clavibacter michiganensis* ssp *michiganensis* (Smith) Davis et al.); mancha bacteriana del tomate y del pimiento (*Xanthomonas campestris* pv *vesicatoria* (Doidge) Dye); peca bacteriana del tomate (*Pseudomonas syringae* pv *tomato* (Okabe). Young., Dye. y Wilkie); podredumbre blanda de los frutos (*Erwinia carotovora* pv *carotovora* (Jones) Bergey Dye) y marchitez bacteriana (*Pseudomonas solanacearum* E. F. Smith) (Del Pino, 2015).

Las enfermedades fúngicas de mayor importancia son: tizón temprano o corazón mohoso (*Alternaria solani* (Ellis y G. Martin) L.R. Jones y Grout y *A. alternata* (Fr.) Keissl); podredumbre (*Phytophthora capsici* Leonian); podredumbre zonal (*Phytophthora capsici* Leonian, *P. drechslei* Tucker, *P. infestans* (Mont.) de Bary); moho gris o botritis (*Botrytis cinerea* Pers.); fusariosis y antracnosis (*Fusarium* sp. y *Colletotrichum* sp.); *Septoria lycopersici* Speg.; *Colletotrichum* sp.; oidiopsis, ceniza o polvillo (*Leveillula taurica* (Lév.) G. Arnaud) y *Erysiphe* sp.; podredumbres de cuello (*Sclerotinia* sp.) y moho de la hoja (*Passalora fulva* (Cooke) U. Braun y Crous) (Del Pino, 2015).

En cuanto a las virosis, la más importante es la “peste negra”, causada por tospovirus.

### **Tospovirus en tomate y pimiento**

El género *Tospovirus* pertenece a la familia *Bunyaviridae* y está compuesto por 9 especies, de las cuales 3 han sido detectadas infectando tomate y pimiento en Argentina: *Tomato spotted wilt virus* (TSWV), *Groundnut ringspot virus* (GRSV), *Tomato chlorotic spot virus* (TCSV) (Dewey et al., 1996; Williams et al., 2001). El TSWV es el más frecuente en la región pampeana (Calvo et al., 2008), y además, el predominante en el Cinturón Hortiflorícola Platense (CHFP), infectando pimiento (Calvo et al., 2008; Ferrand et al., 2011).



En pimiento los síntomas son muy llamativos y característicos: dibujos cloróticos en forma de anillos o arabescos en las hojas y clorosis amplias que se necrosan. En fruto son frecuentes los círculos concéntricos, en ocasiones con ligero relieve. En la maduración, los frutos se colorean de forma poco homogénea produciendo una coloración llamativa y característica (amarillenta). La planta queda enanizada y a veces con desarrollo asimétrico (Valiela, 1969). En tomate causa disminución de tamaño de planta y hojas, curvatura de las hojas, clorosis y necrosis en los folíolos que pueden tomar un aspecto bronceado y aparición de color violáceo en el envés de los mismos; también puede presentar clorosis en mosaico. Los frutos presentan anillos cloróticos, o castaños en el caso de frutos verdes. En algunas especies no produce síntomas que permitan su detección visual y el virus pasa desapercibido pudiendo extenderse a otros cultivos (Valiela, 1969).

Los tospovirus se transmiten por medio de trips (Orden: *Thysanoptera*; Suborden: *Terebrantia*; Familia: *Thripidae*), de manera persistente, propagativa, transestadial, no transovárica (Goldbach y Peters, 1996), con replicación dentro del insecto.

Entre las especies de trips vectores se encuentran: *Frankliniella occidentalis* Pergande, *F. schultzei* Trybom, *F. fusca* Hinds, *F. intorsa* Trybon, *F. gemina* Bagnall, *F. cephalica* Crawford, *F. bispinosa* Morgan, *Thrips tabaci* Lindeman, *T. palmi* Karny, *T. setosus* Moulton (Mound, 1996; Webb *et al.*, 1998; de Borbón *et al.*, 2006; Ohnishi *et al.*, 2006). En los sistemas hortícolas argentinos, los vectores registrados hasta ahora son: *Frankliniella occidentalis*, *Frankliniella schultzei*, *Frankliniella gemina* y *Thrips tabaci* (la transmisión por ésta última especie nunca fue demostrada en el país).

*Frankliniella occidentalis* es el vector más difundido en la región. Su importancia como transmisor de tospovirus, radica en que es muy resistente a condiciones climáticas adversas, es el más eficiente para transmitir TSWV, su alta fecundidad y capacidad de difusión, y tiene un rango de hospedantes mayor que los otros vectores (Whitfield *et al.*, 2005). Se introdujo en Argentina en el año 1994 y desde entonces se sigue expandiendo en todo el territorio, afectando cultivos ornamentales, hortalizas y frutales (Granval de Millán *et al.*, 1996).

La adquisición de los tospovirus por los trips se produce solamente por la alimentación de plantas infectas en su primer estadio larval y comienzos del segundo (Wetering *et al.*, 1996). Es decir, los tospovirus no pueden ser adquiridos en estado adulto, ya que las partículas virales no llegan a alcanzar el epitelio del intestino medio y a alcanzar las glándulas salivales. Una vez adquirido el virus, tanto larvas como adultos los pueden transmitir de un modo persistente (Wijkamp *et al.*, 1993), ya que lo

retiene de forma propagativa y persistente, replicándose en su cuerpo (Ullman *et al.*, 1993), pero no es transmitido a la progenie.

La capacidad de transmitir virus por parte de los trips se pone en evidencia luego de un periodo de latencia o incubación de algunos días (4-18 días), alcanzando su máxima infectividad a los 22-30 días después de la adquisición (Ullman *et al.*, 1993); perdurando la infectividad de manera continua o irregular durante toda la vida del vector (Sakimura, 1962). Los síntomas de TSWV pueden aparecer 7-14 días después de la inoculación (Blancard, 2011).

## **TSWV**

Las partículas virales del TSWV son esféricas, tienen un diámetro de 70-110 nm y están revestidas por una membrana lipoprotéica proveniente del hospedante, en cuya superficie aparecen numerosas proyecciones de glicoproteínas llamadas G1 y G2. En el interior de esta envoltura se encuentran las ribonucleoproteínas, que están formadas por material genético viral rodeado por la proteína de la nucleocápside (N) asociada.

El genoma viral está constituido por 3 moléculas lineales de ARN de hélice simple, L, M y S (Davies, 1985; Moriones y Luis-Arteaga, 2002). El fragmento grande (ARN L) es de polaridad negativa y codifica para la polimerasa viral (De Haan *et al.*, 1991).

Los otros dos ARNs utilizan estrategias de codificación bipolar o *ambisense* (De Haan *et al.*, 1990). El fragmento mediano (ARN M) codifica una proteína no estructural NSm que es la proteína de movimiento “célula a célula” del virus (Whitfield *et al.*, 2005), y un precursor común de las glicoproteínas G1 y G2. Por otro lado, el fragmento pequeño (ARN S) codifica para la proteína de la nucleocapside N (Pappu, 2009) y la proteína supresora del silenciamiento génico, NSs (Takeda *et al.*, 2002).

## **Manejo Integrado de tospovirus**

El Manejo Integrado (MI) es un sistema que reúne de manera compatible todas las técnicas posibles para mantener a las plagas y enfermedades por debajo de los niveles que produzcan daño económico al cultivo, con el fin de maximizar las ganancias del productor y de minimizar los efectos adversos sobre el medio ambiente, la salud humana, los organismos beneficiosos y no blanco (IPM, 2014). La fuerza de esta estrategia radica justamente en no centrarse en ninguna técnica en particular. Es

el conjunto de medidas, que abordan un problema sanitario desde distintos flancos, lo que garantiza su éxito (Polack y Mitidieri, 2005). En este sentido, los tratamientos fitosanitarios, deben tener una justificación técnica, de acuerdo con las pautas establecidas.

El manejo de tospovirus debe basarse en estrategias preventivas. Las más importantes son: emplear cultivares tolerantes/resistentes, minimizar las fuentes de infección, y manejar la población de vectores con diversas estrategias. De esta forma, mantener al sistema con niveles bajos de la enfermedad. Para esto se requiere:

- Monitoreo de vector y virus, y evaluación de la cantidad de plaga o enfermedad.

- Uso de agentes de control biológico para el control de trips. Los agentes más empleados para el control de trips son las especies: *Orius* spp., *Chrysoperla carnea* y *Amblyseius* spp.

- Uso de agentes químicos. El control de los trips con insecticidas, además de ser agresivo para el ecosistema, es poco eficaz (Fernández *et al.*, 1995), ya que el trips habita regiones muy escondidas de la planta, a las cuales no llegan las aplicaciones habituales. Además, las aplicaciones reiteradas de un producto generan resistencia. A ello se suma la gran cantidad de hospedantes y su alta movilidad.

- Uso de variedades resistentes. Una de las medidas de control más eficaces para tospovirus es la resistencia genética. En tomate la resistencia está controlada por el gen dominante "Sw-5" que es de amplio espectro, confiriendo resistencia a las tres especies más difundidas de tospovirus: el TSWV, el GRSV y el TCSV (Blancard, 2011). En cambio en pimiento, la resistencia está medida por el gen dominante "Tsw" que es efectiva frente a TSWV, pero no a GRSV y TCSV (Boiteux y Nagata, 1993; Boiteux y Ávila, 1994), pudiendo variar su eficacia por el aumento de la temperatura (Moury *et al.*, 1998).

En el CHFP, se han incorporado variedades de tomate y pimiento con los genes de resistencia, lo que permitió controlar la enfermedad durante varias campañas. Sin embargo, a partir de 2006 en Argentina, se observaron plantas de pimiento resistentes con severos síntomas de enanismo, mosaico, necrosis y deformación de hojas y frutos. En 2008 y 2009 se realizó una prospección de virus de pimiento en diversas áreas del CHFP (Dal Bó, 2011; Ferrand *et al.*, 2011). De las plantas infectadas por tospovirus, el 97,65 % de las mismas estaban infectadas por TSWV.

El hecho de que las variedades tuvieran introgresado el gen “*Tsw*” de resistencia a TSWV permite inferir que se han generado en Argentina variantes de este virus que quiebran la resistencia conferida por ese gen en pimiento (Calvo *et al.*, 2008).

-Uso de prácticas culturales. Existen diversas prácticas que previenen o disminuyen la aparición de tospovirus.

El control del ingreso de los trips al cultivo mediante mallas antitrips y barreras físicas, siendo lo más recomendado mantener los invernáculos con cierre herméticos y con doble puerta; el uso de los mulching o mulch reflectivos UV (ultra violeta), que reducen la población temprana de *F. occidentalis*; el trapeo masivo en cultivos protegidos colocando bandas pegajosas atractivas (ya no con fines de muestreo, sino de captura); la rotación de cultivos; cultivos intercalados (susceptibles con resistentes); y la asociación entre cultivos o policultivos (Blancard, 2011).

Se aconseja mantener lotes limpios de vegetación espontánea, ya que el virus tiene un amplio rango de hospedantes vegetales (Peters, 1998) que le sirven de reservorio a lo largo del año. En las áreas donde la enfermedad causa pérdidas significativas es necesario conocer cuáles son las fuentes de inóculo para proceder a manejarlas. Las más importantes son las plantaciones hortícolas abandonadas, que deben ser levantadas y sus rastrojos eliminados. Otras fuentes son los cultivos vecinos y la vegetación espontánea (Ullman *et al.*, 1993; Wetering *et al.*, 1998; Wetering *et al.*, 1996). Remover las plantas que presentan síntomas dentro del cultivo es aconsejable cuando son pequeñas, especialmente en cultivos protegidos. Es conveniente mantener los cultivos y alrededores limpios de vegetación para disminuir la abundancia de vectores en el área, y mejorar sensiblemente la efectividad de las medidas de control aplicados dentro del invernadero (Carrizo, 1998).

Sin embargo, la eliminación plantas posiblemente infectadas no garantiza que no se presenten brotes de TSWV en el cultivo, ya que los vectores pueden viajar largas distancias en las corrientes de viento, llegando al cultivo desde otros invernáculos del establecimiento, de otro sistema productivo e incluso de otra localidad.

Es importante también recalcar que dejar un agroecosistema sin vegetación en el suelo es, en la práctica, imposible de lograr y tendría sus consecuencias ambientales. La vegetación espontánea cumple una serie de funciones ecológicas que no pueden ser sustituidas por insumos, como por ejemplo, evitar la erosión del suelo, almacenaje de nutrientes, fuente de enemigos naturales, etc.

## Vegetación espontánea como hospedante del virus

En la vegetación espontánea los trips se refugian, alimentan y reproducen, lo cual permite que su población crezca y se mantenga en el tiempo. Además, los órganos vegetativos de las plantas pueden estar infectados por virus. Por lo tanto, la vegetación espontánea significa una fuente de inóculo primario que le permite a los virus permanecer y dispersarse rápidamente vía vectores en los cultivos de tomate y pimiento (Johnson *et al.*, 1996; Latham y Jones, 1997; Hobbs *et al.*, 2000).

Debido a la capacidad polífaga del TSWV y de los trips, resulta importante relevar la mayor cantidad de especies espontáneas citadas como hospedantes del virus en los alrededores de los sistemas productivos.

En la actualidad, se conocen más de 1000 especies susceptibles a TSWV, tanto plantas espontáneas como cultivadas (ornamentales, hortícolas, etc.). Esta lista incluye mono y dicotiledóneas, representando 84 familias botánicas (Parrella *et al.*, 2003). Las familias más susceptibles son *Asteraceae* y *Solanaceae* (Granvan de Millán y Gracia, 1999).

Estudios realizados por Orosz en Hungría (2012), revelaron a las especies de vegetación espontánea como más frecuente y con mayor abundancia de *F. occidentalis* en los alrededores de cultivos de pimiento en invernáculo: *Medicago sativa* L., *Galinsoga parviflora* Cav., *Convolvulus arvensis* L., *Erigeron annuus* (L.) Pers., *Trifolium pratense* L., *T. repens* L., *Amaranthus retroflexus* L., *Ambrosia artemisiifolia* L., *Chenopodium álbum* L.

Algunas de las plantas huéspedes de los vectores más conocidas y relevadas en La Plata son: *Alternanthera philoxeroides* (Mart.) Griseb., *Amaranthus hybridus* L., *Baccharis pingranea* D.C., *B. punctulata* (Lam.) Baill., *Carduus acanthoides* L., *Cichorium intybus* L., *Cirsium vulgare* L., *Conium maculatum* L., *Convolvulus arvensis* L., *Echium plantagineum* L., *Eupatorium inulaefolium* Hieron, *Galega officinalis* L., *Galinsoga parviflora* Cav., *Hypochoeris* sp. L., *Lotus tenuis* Waldst. & Kit. ex Willd., *Matricaria chaemomilla* L., *Melilotus albus* Desr., *Picris echioides* L., *Portulaca oleracea* L., *Raphanus sativus* L., *Sagittaria montevidensis* Cham, et. Schlecht., *Solanum sisymbriifolium* Lam., *Solidago chilensis* Meyen, *Sonchus oleraceus* L., *Taraxacum officinale* Weber ex F. H. Wigg, *Trifolium repens* L., *Veronica persica* Poir., *Wedelia glauca* (Ort.) Hoffm. ex. Hicken (Carrizo, 1996; Carrizo, 1998).

Sin embargo, en estudios hechos en especies espontáneas desde hace más de 15 años, en la pcia. de Buenos Aires sólo se ha encontrado una especie infectada: *Galinsoga parviflora* Cav. (Gracia y Feldman, 1989) en una única oportunidad.

Dado que es necesario el conocimiento del rol de la vegetación espontánea en el ciclo epidemiológico del TSWV, y que el ecosistema está en continuo cambio, se deben realizar prospecciones periódicas en busca de detectar las especies de vegetación espontánea afectadas por TSWV en el ecosistema del CHFP. Esto significaría una herramienta útil para la toma de decisiones a la hora de planificar medidas de manejo de la enfermedad.

## **HIPÓTESIS**

En los sistemas productivos del CHFP existen especies de vegetación espontánea que están infectadas con TSWV.

## **OBJETIVOS**

- Muestrear, identificar y realizar una descripción botánica de la vegetación espontánea que se encuentra en las cercanías y dentro de los invernáculos de tomate y pimiento en el CHFP.
- Confeccionar un herbario con los especímenes encontrados.
- Analizar la presencia de *tosopovirus* en la vegetación espontánea encontrada.

## **MATERIALES Y MÉTODOS**

### **Muestreo y caracterización de la vegetación espontánea**

Con el objetivo de relevar la vegetación espontánea, se llevaron a cabo 17 monitoreos entre los años 2013 y 2014, visitando 12 establecimientos hortiflorícolas de distintas zonas del Gran La Plata (Ver Tabla 1). Uno de los establecimientos productivos visitado fue la Estación Experimental “Julio Hirschhorn” (EEJH) en Los Hornos, ya que se llevan a cabo en ella actividades productivas a campo y bajo cubierta en una zona productiva.

Para el muestreo, se seleccionaron explotaciones y lotes que presentaron ataques de *tosopovirus*. Allí se monitoreó a la vegetación espontánea tanto en los alrededores

del invernáculo como dentro de estos. Se recogieron plantas enteras para efectuar su determinación, realizar un registro fotográfico y posterior herborizado.

Para la identificación de cada especie se empleó bibliografía específica (Parodi, 1978; Cabrera y Zardini, 1978) y se realizaron observaciones con instrumental óptico en la Cátedra de Sistemática Vegetal, de la FCAYF de la UNLP (Universidad Nacional de La Plata).

Una vez identificado el ejemplar, se procedió a confeccionar una descripción botánica de cada especie, acompañada con las fotografías tomadas a campo. La descripción se confeccionó utilizando la bibliografía específica (Parodi, 1978; Cabrera y Zardini, 1978; Burkart, 1969), y completando las descripciones con la Flora Argentina y la Flora de China, disponibles vía online.

La descripción cuenta con el hábito de crecimiento, la altura, características morfológicas, su distribución en el mundo, su época de floración, y los nombres comunes de cada especie (de la Peña y Pensiero, 2004).

Se confeccionó una clave dicotómica adaptada a las especies encontradas y con los caracteres más sobresalientes o fáciles de visualizar.

Para corroborar el nombre científico actualizado, se utilizaron las siguientes fuentes: la Flora Argentina, Tropicos®; The International Plant Names Index (IPNI) y Flora of China Checklist.

Además, en cada muestreo se tomaron fotografías de las especies vegetales recolectadas, para corroborar su presencia y como complemento para la posterior confección de su descripción botánica. Dichas fotografías muestran al ejemplar completo y sus órganos reproductivos.

### **Herborización**

Los pasos para la confección del herbario fueron: recolección del material, preparación, etiquetado y montaje (Katinas, 2001).

Para su preparación, los ejemplares se colocaron en una prensa con papel de diario, para que las plantas se secan apropiadamente para su conservación hasta el momento de la confección del herbario, evitando que el material se arruine (por proliferación de hongo o ataque de insectos). Además, el papel de diario cambió periódicamente para mejorar la conservación y secado (Katinas, 2001).

Una vez confeccionado el herbario, se lo dejó dos semanas en el freezer a  $-20^{\circ}\text{C}$ , y se retiró por dos semanas, y se dejó nuevamente otras dos semanas, para lograr una adecuada conservación del material.

Las etiquetas que corresponden a cada colección cuenta con la siguiente información: instituto al cual pertenece; nombre científico del espécimen; nombre común; provincia, partido y localidad de donde se recolectó; altitud (m.s.n.m.); fecha de recolección; observaciones; colección; número de colección; nombre de quien determino el espécimen.

### **Análisis de la presencia de tospovirus**

Se tomaron muestras de plantas con sospecha de estar infectadas, con síntomas (de clorosis, deformación, necrosis indeterminada o enanismo, etc.) o sin ellos. Tanto en cultivos con infección al momento del muestreo, como con historial de infección reciente.

Estas muestras tomadas se colocaron en bolsas de plástico individuales, se rotularon y se guardaron en heladera a  $4^{\circ}\text{C}$  hasta ser analizadas por la técnica ELISA (Enzyme linked immunosorbent assay) (Clark y Adams, 1977) en los días subsiguientes o a  $-70^{\circ}\text{C}$  cuando el análisis iba a demorar más de una semana para determinar la presencia de tospovirus.

En el test de ELISA, se utilizaron sueros de Bioreba contra los siguientes virus: “peste negra del tomate” (TSWV), “manchas anulares del maní” (GRSV) y “virus de las manchas cloróticas del tomate” (TCSV). Además, con el objeto de detectar la presencia de otros virus endémicos en la zona se incluyeron los antisueros del “virus del mosaico del tabaco” (TMV, *Tobacco mosaic Tobamovirus*) se transmiten por contacto o por semillas; y del “virus del mosaico del pepino” (CMV, *Cucumber mosaic Cumovirus*), que es transmitido por áfidos

Estos análisis se llevaron a cabo en el CIDEFI (Centro de Investigación de Fitopatología) que depende de la FCAYF de la UNLP; el cual está provisto del equipamiento necesario para llevar a cabo la prueba serológica.

El test ELISA se realizó siguiendo los pasos según el protocolo de DAS-ELISA de Clark y Adams, 1977 y por duplicado de cada muestra:

Paso 1: Recubrimiento (captura): Un anticuerpo (IgG) específico es adherido a la superficie de las celdas de la placa de microtitulación.



Paso 2: Antígeno: Incubación del extracto de macerado de la muestra (tejidos de la planta).

Paso 3: Conjugado: Incubación de la IgG conjugada con la enzima.

Paso 4: Sustrato de la enzima: una reacción de color indica una muestra con infección.

Se utilizaron los siguientes buffers:

- Buffer Coating: 1000 ml H<sub>2</sub>O destilada

1,59 g Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>

2,93 g NaHCO<sub>3</sub>

0,2 g NaN<sub>3</sub>

Llevar a pH 9,5 con NaOH en agitador y peachimetro

- Buffer PBS: 1000 ml H<sub>2</sub>O destilada

80 g NaCl

2 g KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>

11,5 g Na<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub>

2 g KCl

2 g NaN<sub>3</sub>

- Buffer PBSTween: 100 ml PBS

100 ml H<sub>2</sub>O destilada

0,05 ml Tween 20

- Buffer PBST-leche descremada (PBST-LD): 100 ml PBST

1 g de Leche Descremada en polvo

- Buffer Sustrato: 97 ml de dietanolamina

600 ml H<sub>2</sub>O destilada

Llevar a pH 9,8 NaOH en agitador y peachimetro

Paso 1 - Recubrimiento (captura): El primer paso consiste en que los anticuerpos se adhieran a la superficie de las celdas de la placa de microtitulación.

Se mezcló el IgG con el buffer Coating en las proporciones adecuadas. A cada celdilla se le aplicó 100 µl.

Una vez terminada de llenar la placa, se la cubrió con film y se la guardó en una cámara húmeda en estufa a 37°C por 4 horas.

Pasadas las 4 horas, se retiró la placa de la estufa y se procedió a lavarla<sup>1er</sup>

<sup>1er</sup> LAVADO: En primer lugar se sacudió enérgicamente la placa para retirar restos del Paso 1. Luego se procedió a lavarla (3 lavados) con buffer PBST, dejando reposar por 3 minutos entre lavados.

Paso 2 - Antígeno: Incubación del extracto de macerado de las muestras.

En este paso se maceraron las hojas y brotes de las muestras para poner en contacto el IgG de la placa con los antígenos del virus que se encuentran en el interior de las células vegetales. Para eso, se colocaron las muestras en bolsitas de polietileno grueso, con 100 µl de buffer PBST-LD al 1 % en relación 1/10 P/V y se procedió a lacerar los tejidos vegetales por fricción, hasta extraer los jugos vegetales.

Luego, con micropipeta automática se vertieron 100 µl de cada muestra en las celdillas. Se agregó un testigo positivo de Bioreba por cada virus analizado, constituido por material portador del virus y 2 testigos negativos: uno constituido por tejido de planta sana, y otro por buffer PBST-LD. Una vez terminado, se cubren con film, se guardan en una cámara húmeda y se lo incubó toda la noche en la heladera a 4°C.

<sup>2do</sup> LAVADO: igual al <sup>1er</sup>.

Paso 3 - Conjugado: Incubación de la IgG conjugada con la enzima.

Se colocaron 100 µl en cada celdilla de IgG conjugado a la enzima fosfatasa alcalina, disuelta en el buffer correspondiente.

Se colocó la placa en cámara húmeda y se la llevó a estufa a 37°C durante 4 horas.

<sup>3er</sup> LAVADO: igual al <sup>1er</sup>.

Paso 4 - Sustrato de la enzima: una reacción de color indica una muestra con o sin infección.

Luego del lavado, se procede a colocar el sustrato de la enzima fosfatasa alcalina. Este sustrato es pNPP (KPL., p-nitrofenil fosfato) y en presencia de la enzima, la coloración de la solución en las celdillas vira a amarillo.

Una vez listo el buffer con el sustrato, se procede a aplicar 100 µl en cada celdilla. Al terminar, la placa se deja reposar a oscuridad moderada por 30 minutos como mínimo para que se produzca la reacción de coloración.

Cuando se empiece a mantener el color amarillo por un cierto periodo de tiempo, ya se pueden empezar a analizar los resultados.

La lectura se realizó en algunos casos en que fue posible por la claridad de las diferencia de color, por observación visual. En otros casos se usó un lector de ELISA (Biotek EL×800). Se consideraron positivas (+) las muestras en las cuales el promedio del bvalor de las muestras triplicaba el valor del promedio del testigo negativo (sano).

Los resultados obtenidos luego son plasmados en una tabla donde a cada tratamiento le corresponde positivo (+) o negativo (-).

Para corroborar los resultados, las muestras fueron analizadas por la Ing. Agr. Luciana Ferrand en el IBBM (Instituto de Biotecnología y Biología Molecular) de la UNLP con la técnica de PCR (Mullis *et al.*, 1994), obteniendo una confirmación de los resultados en los casos dudosos o con sospechas previas de estar infectados.

## **RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

### **Muestreo y caracterización de la vegetación espontánea**

Se recolectaron 80 especies en los establecimientos hortiflorícolas visitados (Tabla 2), pertenecientes a 24 familias botánicas.

Los resultados demuestran que las familias con mayor abundancia en los sistemas hortiflorícolas son Asteraceae, Fabaceae, Solanaceae, Amaranthaceae, Brassicaceae y Polygoneaceae (Tabla 3).

Siendo las especies más frecuentes dentro de los invernáculos, en orden de mayor abundancia: *Sonchus oleraceus* L., *Galinsoga parviflora* Cav., *Trifolium repens* L., *Amaranthus viridis* L., *Portulaca oleracea* L., *Cichorium intybus* L., *Chenopodium album* L., *Urtica urens* L., *Cardamine hirsuta* L., *Capsella bursa-pastoris* (L.) Medik., *Stellaria media* (L.) Vill., *Salpichroa organifolia* (Lam.) Baill., *Matricaria chamomilla* L., *Convolvulus arvensis* L. y *Polygonum hydropiperoides* Michx. En los alrededores de los invernaderos se mantenía la alta abundancia de dichas especies junto con *Bidens subalternans* DC., *Picris echioides* L., *Carduus acanthoides* L., *Senecio madagascariensis* Poir., *Medicago lupulina* L., entre otras.

Según Carrizo (1998), las familias Asteraceae y Fabaceae son las que albergan mayor cantidad de trips, entre ellas: *Carduus acanthoides* L., *Cichorium intybus* L., *Eupatorium inulifolium* Kunth., *Matricaria chamomilla* L., *Solidago chilensis* Meyen, *Taraxacum officinale* Weber ex F. H. Wigg, *Galega officinalis* L., *Lotus tenuis* Waldst. & Kit. ex Willd., *Trifolium pratense* L. y *T. repens* L.. También incluye otras especies de alto riesgo como *Chenopodium album* L. y *Conium maculatum* L. Todas estas especies se hallaron a lo largo del muestreo en los establecimientos monitoreados, dentro o fuera de los invernáculos.

Los establecimientos que presentaron mayor diversidad de especies espontáneas fueron los de PROD 2 (50 especies, 63% del total), PROD 10 (39 especies, 49% del total), PROD 4 (38 especies, 48% del total) y PROD 1 (37 especies, 46% del total).

Asimismo, fue mayor la abundancia de vegetación espontánea en los establecimientos de PROD 2 y de PROD 1 con respecto al resto.

Además, cabe señalar que el manejo de cultivos que lleva a cabo el PROD 2 es de tipo orgánico. Y el PROD 1, a pesar de llevar a cabo un manejo convencional, es más racional en las medidas de manejo.

La descripción detallada de la morfología de cada planta, junto con imágenes fotográficas tomadas a campo se encuentra en el Anexo 1.

La clave dicotómica diseñada en función de las especies encontradas en los establecimientos y con los caracteres más sobresalientes se encuentra en el Anexo 2.

### **Herborización**

Se confeccionó un herbario, el cual se depositará en el CIDEFI, y ejemplares duplicados se depositarán en el herbario (LPAG) del Jardín Botánico y Arboretum "C. Spegazzini" de la FCyF (Figura 2-11).

Los herbarios son recursos útiles para la determinación de especies a campo, y servirán como una herramienta, junto con las fotografías y descripciones botánicas para futuras investigaciones del personal del CIDEFI y como registro de las especies que se pueden hallar en el CHFP.

## **Análisis de la presencia de tospovirus**

De las 20 muestras de vegetación espontánea analizadas a lo largo del año, sólo 3 plantas dieron positivo a tospovirus por el test de ELISA: *Galinsoga parviflora* Cav., *Portulaca oleracea* L. y *Amaranthus viridis* L. (Tabla 4). Las especies *G. parviflora* Cav. y *A. viridis* L. se recolectaron en invernáculos de pimiento y *P. oleracea* L. en un invernáculo cuyo cultivo antecesor fue *Gerbera* sp. L. infectado por TSWV. Las tres especies son portadoras asintomáticas del virus.

Resulta interesante relacionar estos resultados con el trabajo de Carrizo (1998). Estas tres especies que fueron las únicas encontradas infectadas por TSWV, sin embargo la autora las clasificó como de bajo riesgo como hospedante trips.

*P. oleracea* L. se recolectó en invierno, lo que sugiere que puede ser fuente de infección para los cultivos de primavera-verano. Esta especie fue citada como importante reservorio de virus en otros países pero nunca se la encontró infectada en Argentina hasta ahora.

*Trifolium repens* L. una especie de alto riesgo de hospedar vectores (Carrizo, 1998), no presentó síntomas de tospovirus a pesar de que se la detectó con daño de trips y dio negativo en cuatro oportunidades con el test de ELISA.

Resultados similares obtuvieron Bitterlich y MacDonald (1993), ya que encontraron en Canadá a *Trifolium* spp. L., *Rumex* sp. L., *Oxalis* sp. L., *Stellaria media* (L.) Vill., *Senecio vulgaris* L., *Capsella bursa-pastoris* (L.) Medik., *Cardamine* sp. L., *Medicago lupulina* L. y *Sonchus oleraceus* L. que estaban infectadas por TSWV dentro de los invernáculos en los sitios monitoreados pero toda la vegetación espontánea infectada se presentó asintomática.

Por lo contrario, Stobbs *et al.* (1992) analizaron la vegetación espontánea de sistemas hortícolas en Canadá, y encontraron plantas infectadas con TSWV, algunas de ellas presentaron síntomas variados, como por ejemplo, clorosis, anillos cloróticos, mosaico, moteado clorótico, deformación en hojas y lesiones necróticas.

Estos resultados proponen nuevas preguntas en relación a la epidemiología del TSWV.

Los datos obtenidos demuestran que, como ya ha demostrado Parrella (2003), efectivamente la vegetación espontánea puede ser hospedante de TSWV y ser foco de infección para el cultivo ya que continúa su ciclo de estación a estación, incluso sin mostrar síntomas. Sin embargo, en lotes infectados, no toda la vegetación será

infectada, muy pocas tienen alto riesgo de estar infectadas, y no todas las plantas hospedadas por trips se infectan, ya que el trips puede no ser virulífero.

Los hallazgos permiten construir una cadena de hospedantes, ya que las tres especies encontradas infectadas, pertenecientes a tres diferentes familias botánicas y ampliamente distribuidas en el territorio, son capaces de actuar asintóticamente como fuentes de inóculo de TSWV para los cultivos en el CHFP, que junto con los cultivos infectados mantiene la fuente de inóculos a lo largo del año.

## **CONCLUSIONES**

Este trabajo concluye que la vegetación espontánea puede ser hospedante de la “peste negra”, y se corrobora con los resultados positivos de tres de las especies analizadas: *Galinsoga parviflora* Cav., *Portulaca oleracea* L. y *Amaranthus viridis* L.

Hay una gran diversidad de especies vegetales en los sistemas hortiflorícolas, por lo que la identificación, caracterización botánica, elaboración de una clave y la confección de dos herbarios de las 80 especies encontradas son productos útiles para trabajos posteriores y para cualquier individuo que lo necesite.

Sólo algunas especies de vegetación espontánea son reservorio de TSWV. Estas son hospedantes asintomáticos. Esto determina que para reconocer qué vegetación actúa como fuente de inóculo de TSWV en un área se deban realizar muestreos al azar de las especies presentes, con especial énfasis en las que quedan determinadas como hospedantes en este trabajo.

Como opinión personal, el trabajo realizado me permitió desarrollar mis capacidades para iniciarme en la investigación, pude cumplir con los objetivos planteados, complementar mi formación como futuro profesional y desarrollar aún más mi visión en los agroecosistemas, de manera más integral.

Además, me ha dejado una intriga personal para seguir profundizando en esta temática y buscar soluciones más integrales, económicas, ecológicas y socialmente aceptables en los sistemas hortiflorícolas del CHFP.

## BIBLIOGRAFÍA

-BITTERLICH, I., y MAC DONALD, L. S. 1993. The prevalence of *Tomato spotted wilt virus* in weeds and crops in southwestern British Columbia. *Canadian Plant Disease Survey*, 73(2), 137-142 pp.

-BLANCARD, D. 2011. Enfermedades del tomate. Mundi-Prensa Libros.

-BOITEUX, L.S. y T. NAGATA. 1993. Susceptibility of *Capsicum chinense* PI 159236 to TSWV isolated in Brazil. *Plant Dis.* 77: 210 (abstr.)

-BOITEUX, L.S. y DE ÁVILA, A.C. 1994. Inheritance of a resistance specific *Tomato spotted wilt virus* in *Capsicum chinense* PI 159236. *Euphytica* 75 (1/2):139–142 pp.

-BURKART, A. 1969. Flora Ilustrada de Entre Ríos (Argentina). Colección Científica INTA, Buenos Aires.

-CABRERA, A. L. y ZARDINI E. M. 1978. Manual de la Flora de los Alrededores de Buenos Aires. 2a ed. Acme, Buenos Aires. 755 pp.

-CALVO, L.; RONCO, L.; ROLLÁN, C.; BALATTI, P. y DAL BÓ, E. 2008. Virosis de Pimiento en La Plata. Congreso de Fitopatología, Córdoba.

-CAMELO LÓPEZ, A. 2012. La utilización del Google Earth™ para el relevamiento de la superficie bajo cubierta en el Gran Buenos Aires. RESÚMENES DE TRABAJOS del XXXV Congreso Argentino de Horticultura, Corrientes. ASAHO.

-CARRIZO, P. I. 1996. Especies de trips (Insecta: Thysanoptera) presentes en flores de malezas en el área hortícola de La Plata (Prov. Bs. As. Argentina). *Rev. Chil. Entomol.* 23, 89-95 pp.

-CARRIZO, P. I. 1998. Hospederas naturales para trips vectores de “peste negra”: propuesta de calificación de riesgo. Boletín de sanidad vegetal. Plagas, 24(1), 155-166 pp.

-Censo Hortiflorícola de la provincia de Buenos Aires 2005 (CHFBA). [http://www.maa.gba.gov.ar/agricultura\\_ganaderia/archivos/resultadofinal.pdf](http://www.maa.gba.gov.ar/agricultura_ganaderia/archivos/resultadofinal.pdf) [20/12/2014].

-Censo Nacional 2010. [http://www.censo2010.indec.gov.ar/preliminares/cuadro\\_resto.asp](http://www.censo2010.indec.gov.ar/preliminares/cuadro_resto.asp) [20/12/2014].

-Censo Nacional Agropecuario, año 2002 (CNA). [http://www.indec.gov.ar/agropecuario/cna\\_principal.asp](http://www.indec.gov.ar/agropecuario/cna_principal.asp) [20/12/2014].

-CLARK, M.F. y ADAMS, A.N. 1977. Characteristics of the microplate method of enzyme linked immunosorbents assay for the detection of plant viruses.

-DAL BÓ, E. 2011. Detección de Virus Transmitidos por Trips: el caso particular de Argentina. Métodos en Ecología y Sistemática, ISSN 1659-2182, Vol. 6(3): 27-32 pp.

-DAVIES, J. 1985. Molecular plant virology. Vol. II. CRC Press, London. 240 pp.

-DE BORBÓN, C. M.; GRACIA, O. y PICCOLO, R. 2006 Relationships between *Tospovirus* Incidence and Thrips Populations on Tomato in Mendoza, Argentina. Phytopathology 154, 93–99 pp.

-DE HAAN, P.; KORMELINK, R.; RESENDE, R.O.; POELWIJK, F.V.; PETERS, D. y GOLDBACH, R. 1991. *Tomato spotted wilt virus* L RNA encodes a putative RNA polymerase. J. Gen. Virol. 72, 2207–2216 pp.



-DE HAAN, P.; WAGEMAKER, L.; PETERS, D. y GOLDBACH, R. 1990. The S RNA segment of *Tomato spotted wilt virus* has an ambisense character. J. Gen. Virol., 71: 1001-1007 pp.

-DE LA PEÑA, M. R. y PENSIERO, J. F. Mayo 2004. "*Plantas Argentinas. Catálogo de Nombre Comunes*". L.O.L.A., Buenos Aires. 291-369 pp.

- DEL PINO, M. 2015. Material didáctico de la Cátedra de Horticultura y Floricultura de la FCyF de la UNLP. <http://www.agro.unlp.edu.ar/cursos/course/view.php?id=136> [14/01/2015].

-DEWEY, R. A.; SEMORILE, L. C. y GRAU, O. 1996. Detection of *Tospovirus* species by RT-PCR of the N-gene and restriction enzyme digestions of the products. Journal of Virological Methods 56: 19-26 pp.

-Dirección General de Estadística y Evaluación de Programas Especiales. <http://www.estadistica.laplata.gov.ar/index.htm> [10/01/2015].

-FERNANDEZ, D.; CICHÓN, L. y RIAL, E. 1995. Trips de las flores. INTA. Centro Regional Patagonia Norte. E.E.A. Alto Valle INTA. 11 pp.

-FERNÁNDEZ LOZANO, J. 2012. "La Producción de Hortalizas en Argentina". Secretaria de Comercio del Interior de la Corporación del Mercado Central de Buenos Aires. Pág. 4. Informe técnico.

-FERRAND, L.; URRUTIA, M.I. y DAL BÓ, E. 2011. Incidencia de TSWV en cultivos comerciales de pimiento (*Capsicum annuum* L.). III Jornadas de Enfermedades y Plagas en cultivos bajo cubierta. La Plata, Bs As.

-Flora Argentina. <http://www.floraargentina.edu.ar/> [20/02/2015].

- Flora de China Checklist. <http://www.tropicos.org/Project/FC> [20/02/2015].
  
- GALMARINI, C. 2009. Programa Nacional Hortalizas, Flores y Aromáticas (PNHFA). Documento Base. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). 5 pp.
  
- GARCÍA, M. 2011. El Cinturón Hortícola Platense: ahogándonos en un mar de plásticos. Un ensayo acerca de la tecnología, el ambiente y la política. *Theomai* (23). Pp. 35-75 pp.
  
- GOLDBACH, R. y PETERS, D. 1996. Molecular and biological aspects of tospoviruses. In *The Bunyaviridae*, pp. 129–157. Edited by R. M. Elliott. New York, NY: Plenum Press.
  
- GRACIA, O. y FELDMAN, J. M. 1989. First report of tomato spotted wilt virus on celery and three weed species in Argentina. *Plant Disease*, 73 (10).
  
- GRANVAL DE MILLÁN, N. y LANATI, S. 1996. Presencia del trips de las flores *Frankliniella occidentalis* en el Valle de Uco, Mendoza. Informe de Progresos 1997, E.E.A. La Consulta INTA. 96 pp.
  
- HOBBS, H.A.; EASTBURN, D.M.; D'ARCY, C.J.; KINDHART, J.D.; MASIUNAS, J.B.; VOEGTLIN, D.J.; *et al.* 2000. Solanaceous weeds as possible sources of Cucumber mosaic virus in Southern Illinois for aphid transmission to pepper. *Plant Dis.* 84:1221-1224 pp.
  
- Index Fungorum. <http://www.indexfungorum.org/> [16/01/2015].
  
- International Committee on Taxonomy of Viruses (ICTV). <http://ictvonline.org/index.asp> [15/01/2015].

-JOHNSON, W. C. III; TODD, J. W.; CULBREATH, A. K. y MULLINIXX, B.G. Jr. 1996. Role of warm-season weeds in spotted wilt epidemiology in the Southeastern Coastal Plain. *Agron. J.* 88:928-933 pp.

-KATINAS, L. 2001. El herbario: Significado, valor y uso. PROBIOTA, Serie Técnica y Didáctica 1: 1-11 pp.

-LATHAM, L. J. y JONES, R. A. C. 1997. Occurrence of Tomato spotted wilt *Tospovirus* in native flora, weeds, and horticultural crops. *Aust. J. Agric. Res.* 48:359-369 pp.

-Mercado Central.  
[http://www.mercadocentral.gob.ar/zip tecnicas/la\\_produccion\\_de\\_hortalizas\\_en\\_argentina.pdf](http://www.mercadocentral.gob.ar/zip tecnicas/la_produccion_de_hortalizas_en_argentina.pdf) [04/01/2015].

-MORIONES, E. y LUIS-ARTEAGA, M. 2002. Integrated Pest and Disease Management in Greenhouse Crops. *Developments in Plant pathology*, Vol, 14. Albajes, R., Lodovica Gullino, M., Van Lenteren, J.C. y Elad, Y. (eds.). Kluwer Academic Publishers, NY, USA.

-MOUND, L. A. 1996. The Thysanoptera vector species of tospoviruses. *Acta Hort.* (ISHS) 431:298-309 pp.

-MOURY, B.; SELASSIE, K. G.; MARCHOUX, G.; DAUBÈZE, A. M. y PALLOIX, A. 1998. High temperature effects on hypersensitive resistance to *Tomato spotted wilt Tospovirus* (TSWV) in pepper (*Capsicum chinense* Jacq.). *European journal of plant pathology*, 104(5), 489-498 pp.

-MULLIS, K. B.; FERRÉ, F. y GIBBS, R. A. 1994. The polymerase chain reaction. Birkhauser Boston Inc.

-OHNISHI, J.; KATSUZAKI, H.; TSUDA, S.; SAJURAI, T.; AKUTSU, K. y MURAI, T. 2006. *Frankliniella cephalica*, a new vector for *Tomato spotted wilt virus*. *Plant Disease*, 90(5), 685-685.

-OROSZ, S. 2012. Investigation of Thysanoptera populations in sweet pepper greenhouses and in their surroundings (Doctoral dissertation, PhD thesis, Gödöllő, Szent István University).

-PARODI, L. R. 1978. Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería. 3a ed. (actualizada por M. J. Dimitri). Acme, Buenos Aires. 1161 pp.

-PAPPU, H. R.; JONES, R. A. C. y JAIN, R. K. 2009. Global status of *Tospovirus* epidemics in diverse cropping systems: successes achieved and challenges ahead. *Virus research*, 141(2), 219-236 pp.

-PARRELLA, G.; GOGNALONS, P.; GEBRE-SELASSIE, K.; VOVLAS, C. y MARCHOUX, G. 2003. An update of the host range of Tomato spotted wilt virus. *Journal of Plant Pathology*. 227-264 pp.

-PETERS, D. 1998. An updated list of plant species susceptible to tospoviruses and thrips. In: *Recent Progress: Fourth International Symposium on Tospoviruses and Thrips in Floral and Vegetable Crops*. Wageningen, The Netherlands; p. 109- 111.

-POLACK, L. y MITIDIERI, M. 2005. Producción de tomate diferenciado. Protocolo preliminar de manejo integrado de plagas y enfermedades. EEA San Pedro, INTA.

-Protocolo del test DAS ELISA, BIOREBA AG. Versión: 3 - 08.12.2011. [http://www.bioreba.ch/popup.php?docFile=http://www.bioreba.ch/files/Tecnical\\_Info/ELISA\\_Test\\_procedure\\_edfsp.pdf](http://www.bioreba.ch/popup.php?docFile=http://www.bioreba.ch/files/Tecnical_Info/ELISA_Test_procedure_edfsp.pdf) [12/12/2014].

-SAKIMURA, K. 1962. The present status of thripsborne viruses. In: Biological transmission of diseases agents. Maramorosh, New York Academic. 33–44 pp.

-STOBBS, L. W., BROADBENT, A. B., ALLEN, W. R., y STIRLING, A. L. 1992. Transmission of *Tomato spotted wilt virus* by the western flower thrips to weeds and native plants found in southern Ontario. *Plant disease*, 76(1), 23-29 pp.

-TAKEDA, A.; SUGIYAMA, K.; NAGANO, H.; MORI, M.; KAIDO, M.; MISE, K.; TSUDA, S. y OKUNO, T. 2002. Identification of a novel RNA silencing suppressor, NSs protein of *Tomato spotted wilt virus*. *FEBS Lett.* 532:75-79 pp.

-The International Plant Names Index (IPNI). <http://www.ipni.org/> [20/02/2015].

-Tropicos ®. <http://www.tropicos.org/> [20/02/2015].

-UC IPM. <http://www.ipm.ucdavis.edu/GENERAL/whatisipm.html> [05/03/2015].

-ULLMAN, D. E.; GERMAN, T. L., SHERWOOD, J. L.; WESCOTT, D. M. y CANTONE, F. A. 1993. *Tospovirus* replication in insect vectors cells: immunocitochemical evidence that the nanstructural protein encoded by S-RNA of *Tospovirus* is present in thrips vectors cells. *Phytopathology* 83:856-863 pp.

-VALIELA, M. V. F. 1969. *Introducción a la Fitopatología* (Vol. 7). Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria.

-VÁZQUEZ, M.; TERMINIELLO, A.; DUHOUR, A.; GARCÍA, M. y GUILINO, F. 2007. Efecto de correctores de acidez sobre las propiedades físicas de un Argiudol típico de la pradera pampeana. *Revista de la Asociación Argentina de la Ciencia del Suelo*.

-WEBB, S.; TSAI, J. y MITCHELL F. 1998. Bionomics of *Frankliniella bispinosa* and its transmission of *Tomato spotted wilt virus*. Abstract: Fourth International Symposium on tospoviruses and thrips in floral and vegetable crops. Wageningen, The Netherlands. 67 pp.

-WETERING, F. V. D.; PETERS., D. y GOLBACH, R. 1996. TSWV is transmitted by *Frankliniella occidentalis* only after adquisition during the first larval stage. Acta Horticulturae 431: 350–358 pp.

-WETERING, F. V. D.; HOEK, M. V. D.; GOLDBACH, R. y PETERS, D. 1998. Distinct feeding behavoir between sexes of *Frankliniella occidentalis* results in higher *Tospovirus* transmission by males. In: Recent Progress: Fourth International Symposium on tospoviruses an Thrips in Floral and Vegetable Crops. Wageningen, The Netherlands. 57-58 pp.

-WHITFIELD, A.; ULLMAN, D. y GERMAN, T. 2005. Tospovirus-Thrips Interactions. Annu. Rev. Phytopathol. 43: 459–89 pp.

-WIJKAMP, I.; LENT, J. VAN; KOMERLINK, R.; GOLDBACH, R. y PETERS, D. 1993. Multiplication of *Tomato spotted wilt virus* in its insect vector, *Frankliniella occidentalis*. J.Gen.Virol. 74:342–349 pp.

-WILLIAMS, L. V.; LÓPEZ LAMBERTINI, P. M.; SHOHARA, K. y BIDERBOST, E. B. 2001. Occurrence and geographical distribution of *Tospovirus* species infecting tomato crops in Argentina. Plant Dis. 85:1227-1229 pp.

## APÉNDICES

Tabla 1: Muestréos realizados

Establecimientos	Actividad	Localidad	Fecha de muestreo	Presencia de tospovirus
PROD 1	Horticultura	Melchor Romero	12/03/2013	NO
			16/05/2013	NO
			17/02/2014	SI
PROD 2	Horticultura	Abasto	17/02/2014	SI
			27/11/2014	NO
PROD 3	Horticultura	Los Hornos	28/04/2014	NO
PROD 4	Horticultura	Arana	17/02/2014	SI
			12/03/2014	NO
			30/09/2014	SI
PROD 5	Floricultura y horticultura	Arana	25/06/2014	SI
PROD6	Horticultura	Olmos	27/02/2013	NO
PROD 7	Horticultura	Olmos	27/02/2013	NO
PROD 8	Horticultura	Olmos	27/02/2013	NO
PROD 9	Horticultura	Olmos	28/04/2014	NO
PROD 10	Horticultura	Melchor Romero	9/11/2014	SI
PROD 11	Floricultura	Arana	25/05/2014	SI
EEJH	Experimental	Los Hornos	8/01/2014	NO
			30/03/2014	NO
			12/09/2014	NO
			22/09/2014	NO
			20/10/2014	NO
			20/11/2014	NO

Tabla 2: Especies encontradas en cada sitio de muestreo.

Especies	PROD 1	PROD 2	PROD 3	PROD 4	PROD 5	PROD 6	PROD 7	PROD 8	PROD 9	PROD 10	PROD 11	EEJH
	Melchor Romero	Abasto	Los Homos	Arana	Arana	Olmos	Olmos	Olmos	Olmos	Melchor Romero	Arana	Los Homos
<b>Acanthaceae</b>												
<i>Dicliptera squarrosa</i>		X						X				
<b>Amaranthaceae</b>												
<i>Alternanthera philoxeroides</i>	X	X		X						X		X
<i>Amaranthus blitum</i>	X	X		X					X	X		X
<i>Amaranthus deflexus</i>				X								X
<i>Amaranthus hybridus</i>		X								X		X
<i>Amaranthus viridis</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<b>Apiaceae</b>												
<i>Apium leptophyllum</i>				X								X
<i>Bowlesia incana</i>					X							X
<i>Conium maculatum</i>	X	X		X	X				X	X		X
<b>Asteraceae</b>												
<i>Eupatorium inulifolium</i>		X										X
<i>Bidens subalternans</i>	X	X	X	X	X				X	X		X
<i>Carduus acanthoides</i>	X		X	X		X	X	X				X
<i>Chaptalia arechavaletae</i>	X	X	X	X					X	X		X
<i>Cichorium intybus</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X		X
<i>Conyza bonariensis</i>	X	X			X				X			X
<i>Cotula australis</i>	X	X		X	X					X		X
<i>Galinsoga parviflora</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X		X
<i>Gnaphalium americanum</i>	X	X		X						X		X
<i>Hypochaeris radicata</i>		X		X					X			X
<i>Matricaria chamomilla</i>	X	X	X	X	X				X	X		X
<i>Picris echioides</i>	X	X		X	X				X	X		X
<i>Senecio madagascariensis</i>	X	X		X		X	X	X	X	X		X
<i>Senecio vulgaris</i>	X		X							X		X
<i>Solidago chilensis</i>	X	X										X
<i>Sonchus oleraceus</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X		X
<i>Taraxacum officinale</i>		X		X	X							X
<i>Wedelia glauca</i>	X	X										X
<b>Boraginaceae</b>												
<i>Echium plantagineum</i>	X	X								X		X



Especies	PROD 1	PROD 2	PROD 3	PROD 4	PROD 5	PROD 6	PROD 7	PROD 8	PROD 9	PROD 10	PROD 11	EEJH
	Melchor Romero	Abasto	Los Homos	Arana	Arana	Olimos	Olimos	Olimos	Olimos	Melchor Romero	Arana	Los Homos
<b>Brassicaceae</b>												
<i>Capsella bursa-pastoris</i>	X	X	X	X	X				X	X		X
<i>Cardamine hirsuta</i>	X		X	X	X	X	X	X	X		X	X
<i>Coronopus didymus</i>				X	X				X			X
<i>Lepidium bonariense</i>				X								X
<i>Raphanus sativus</i>		X							X			X
<b>Caryophyllaceae</b>												
<i>Cerastium glomeratum</i>		X			X							X
<i>Silene gallica</i>												X
<i>Stellaria media</i>	X	X	X	X	X				X	X		X
<b>Chenopodiaceae</b>												
<i>Chenopodium album</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X		X
<b>Convolvulaceae</b>												
<i>Convolvulus arvensis</i>	X	X		X		X	X	X	X	X		X
<b>Euforbiaceae</b>												
<i>Euphorbia peplus</i>										X		X
<b>Fabaceae</b>												
<i>Adesmia bicolor</i>										X		
<i>Galega officinalis</i>		X								X		X
<i>Lotus tenuis</i>		X										X
<i>Medicago lupulina</i>	X	X	X			X		X		X		X
<i>Medicago polymorpha</i>												X
<i>Melilotus albus</i>										X		X
<i>Melilotus indicus</i>				X								X
<i>Trifolium pratense</i>		X										X
<i>Trifolium repens</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X		X
<i>Vicia sativa</i>												X
<i>Vicia villosa</i>		X	X									X
<b>Fumariaceae</b>												
<i>Fumaria capreolata</i>		X										X
<b>Lamiaceae</b>												
<i>Lamium amplexicaule</i>					X				X			X
<i>Stachys arvensis</i>					X							X
<b>Malvaceae</b>												
<i>Malva parviflora</i>	X	X						X				X
<i>Modiola caroliniana</i>	X		X	X					X	X		X

Especies	PROD 1	PROD 2	PROD 3	PROD 4	PROD 5	PROD 6	PROD 7	PROD 8	PROD 9	PROD 10	PROD 11	EEJH
	Melchor Romero	Abasto	Los Hornos	Arana	Arana	Olmos	Olmos	Olmos	Olmos	Melchor Romero	Arana	Los Hornos
<b>Oxalidaceae</b>												
<i>Oxalis articulata</i>				X								X
<i>Oxalis corniculata</i>		X		X								X
<b>Plantaginaceae</b>												
<i>Plantago australis</i>												X
<i>Plantago tomentosa</i>				X								
<b>Polygonaceae</b>												
<i>Polygonum aviculare</i>				X						X		
<i>Polygonum hydropiperoides</i>	X	X			X		X	X	X	X		X
<i>Polygonum persicaria</i>	X	X										
<i>Rumex crispus</i>		X			X		X			X		X
<b>Portulacaceae</b>												
<i>Portulaca oleracea</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X		X
<b>Ranunculaceae</b>												
<i>Ranunculus platensis</i>												X
<b>Scrophulariaceae</b>												
<i>Cymbalaria muralis</i>					X							X
<i>Veronica arvensis</i>		X										X
<i>Veronica peregrina</i>	X	X		X						X		X
<i>Veronica persica</i>												X
<b>Solanaceae</b>												
<i>Jaborosa runcinata</i>				X						X		
<i>Nicotiana longiflora</i>		X								X		X
<i>Salpichroa origanifolia</i>	X	X	X	X				X		X		X
<i>Solanum chenopodioides</i>										X		X
<i>Solanum pseudocapsicum</i>												X
<i>Solanum sisymbriifolium</i>	X	X	X							X		
<b>Tropaeolaceae</b>												
<i>Tropaeolum majus</i>	X											X
<b>Urticaceae</b>												
<i>Parietaria debilis</i>		X										
<i>Parietaria officinalis</i>												X
<i>Urtica urens</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
<b>Verbenaceae</b>												
<i>Verbena bonariensis</i>		X										

Nota. x : se refiere a el establecimiento en donde se encontro cada especie.

Cada establecimiento se diferencio por la sigla PROD y un número. EEJH hace referencia a la Estación Experimental "Julio Hirschhorn". Se establecio en cual localidad se encuentran.

Tabla 3: Proporción de riqueza de especies de cada familia en los establecimientos hortiflorícolas.

<b>Familia</b>	<b>Cantidad de especies</b>	<b>Porcentaje (%)</b>
Acanthaceae	1	1%
Amaranthaceae	5	6%
Apiaceae	3	4%
Asteraceae	18	23%
Boraginaceae	1	1%
Brassicaceae	5	6%
Caryophyllaceae	3	4%
Chenopodiaceae	1	1%
Convolvulaceae	1	1%
Euforbiaceae	1	1%
Fabaceae	11	14%
Fumariaceae	1	1%
Lamiaceae	2	3%
Malvaceae	2	3%
Oxalidaceae	2	3%
Plantaginaceae	2	3%
Polygonaceae	4	5%
Portulacaceae	1	1%
Ranunculaceae	1	1%
Scrophulariaceae	4	5%
Solanaceae	6	8%
Tropaeolaceae	1	1%
Urticaceae	3	4%
Verbenaceae	1	1%
	80	100%

Tabla 4: Datos sobre los establecimientos analizados.

Productor	Fecha de muestreo	Especies muestreadas	Resultado del test ELISA	Virus	PCR	Observaciones
PROD 6	verano	sd	sd	sd		
PROD 7	verano	sd	sd	sd		
PROD 8	verano	sd	sd	sd		
PROD 1	verano	<i>Galinsoga parviflora</i>	+	TSWV	+	
PROD 4	verano	<i>Trifolium repens</i>	-	sd	-	daño de trips
PROD 4	primavera	<i>Amaranthus deflexus</i> <i>Convolvulus arvensis</i> <i>Trifolium repens</i> <i>Cardamine hirsuta</i> <i>Amaranthus hybridus</i> <i>Portulaca oleracea</i>	- - - - - -	sd	- - - - -	daño de trips
PROD 3	otoño	sd	sd	sd		
PROD 9	otoño	sd	sd	sd		
PROD 5	invierno	<i>Portulaca oleracea</i> <i>Stellaria media</i> <i>Stellaria media</i> <i>Amaranthus viridis</i> <i>Bowlesia incana</i> <i>Galinsoga parviflora</i> <i>Lamium amplexicaule,</i> <i>Trifolium repens</i>	+ - - - - - - -	TSWV	+ - - - - - - -	
PROD 2	verano	<i>Amaranthus viridis</i>	+	TSWV	+	
PROD 11	otoño	<i>Cardamine hirsuta</i>	-	sd	-	
PROD 10	primavera	<i>Amaranthus viridis</i> <i>Trifolium repens</i>	- -	sd	- -	daño de trips

**Nota.** sd = sin datos; + = resultado positivo al test ELISA; - = resultado negativo al test ELISA.

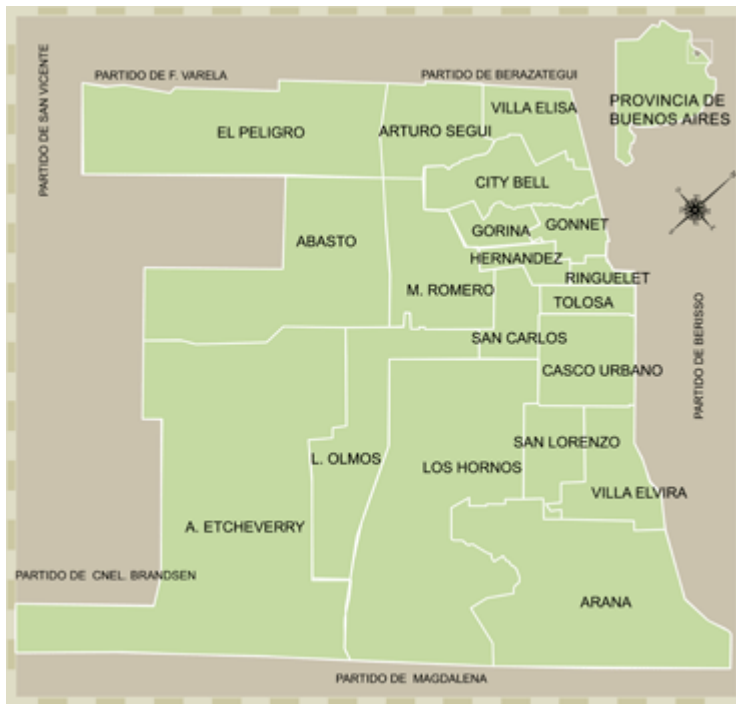


Figura 1: Plano del Partido de la Plata.

<http://www.estadistica.laplata.gov.ar/index.htm>



JARDÍN BOTÁNICO Y ARBORETUM "C. SPEGAZZINI"  
 HERBARIO LPAG  
 FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS Y FORESTALES, UNLP  
 Nc. SONCHUS OLERACEUS L.  
 Nv. CERRAJA  
 Prov. Bs. As. Part. O Dep. LA PLATA  
 Localidad MELCHOR ROMERO Alt. 0 msnm  
 Fecha 16-II-2014 Obs. PRODUCTOR  
HORTICOLA EN INVERNACULO  
 Col. MARCO D'AMICO N° 36  
 Det. MARCO D'AMICO

Figuras 2-3: Fotografías de ejemplar de herbario de *Sonchus oleraceus* L.



JARDÍN BOTÁNICO Y ARBORETUM "C. SPEGAZZINI"  
 HERBARIO LPAG  
 FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS Y FORESTALES, UNLP  
 Nc. PORTULACA OLERACEA L.  
 Nv. VERDELAGA  
 Prov. Bs. As. Part. O Dep. LA PLATA  
 Localidad LOS HERMANOS Alt. 0 msnm  
 Fecha 20-X-2014 Obs. EEJH  
DENTRO DE INVERNACULO  
 Col. MARCO D'AMICO N° 66  
 Det. MARCO D'AMICO

Figuras 4-5: Fotografías de ejemplar de herbario de *Portulaca oleracea* L.



JARDÍN BOTÁNICO Y ARBORETUM "C. SPEGAZZINI"  
 HERBARIO LPAG  
 FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS Y FORESTALES, UNLP  
 Nc. GALINSOGA PARVIFLORA CAV.  
 Nv. ALBAHACA SILVESTRE  
 Prov. Bs. As. Part. O Dep. LA PLATA  
 Localidad ARASTO Alt. 0 msnm  
 Fecha 17-II-2014 Obs. PRODUCTOR  
HORTICOLA EN INVERNACULO  
 Col. MARCO D'AMICO N° 17  
 Det. MARCO D'AMICO

Figuras 6-7: Fotografías de ejemplar de herbario de *Galinsoga parviflora* Cav.



CI.DE.FI (Centro de Investigaciones en Fitopatologías)  
 FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS Y FORESTALES, UNLP  
 Nc. TRIFOLIUM REPENS L.  
 Nv. TREBOL BLANCO  
 Prov. Bs. As. Part. O Dep. LA PLATA  
 Localidad ARANA Alt. 0 msnm.  
 Fecha 17-I-2014 Obs. PRODUCTOR  
HORTICOLA EN INVERNACULO  
 Col. MARCO DAMICO N° 49  
 Det. MARCO DAMICO

Figuras 8-9: Fotografías de ejemplar de herbario de *Trifolium repens* L.



CI.DE.FI (Centro de Investigaciones en Fitopatologías)  
 FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS Y FORESTALES, UNLP  
 Nc. AMARANTHUS VIRIDIS L.  
 Nv. VERBA DE SAPO  
 Prov. Bs. As. Part. O Dep. LA PLATA  
 Localidad MELCHOR ROMERO Alt. 0 msnm.  
 Fecha 9-XI-2014 Obs. PRODUCTOR  
HORTICOLA EN INVERNACULO  
 Col. MARCO DAMICO N° 6  
 Det. MARCO DAMICO

Figuras 10-11: Fotografías de ejemplar de herbario de *Amaranthus viridis* L.