

EPIDEMIOLOGÍA DEL TOMATO SPOTTED WILT VIRUS EN EL CONTEXTO DE LAS VIROSIS DE PAPA EN EL SUDESTE BONAERENSE Y ARGENTINA

ING. AGR. ANDREA EUGENIA SALVALAGGIO (M.Sc)

Trabajo de tesis para ser presentado como requisito

parcial para optar al Título de

DOCTORA EN CIENCIAS AGRARIAS

Área Ciencias de las Plantas y Recursos Naturales

PROGRAMA DE POSGRADO EN CIENCIAS AGRARIAS

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
UNIVERSIDAD NACIONAL DE MAR DEL PLATA**

Unidad Integrada Balcarce

Lugar de realización: UIB: Facultad de Ciencias Agrarias, UNMdP - Estación

Experimental Agropecuaria Balcarce, INTA)

**Balcarce, Argentina
Octubre de 2021**

**EPIDEMIOLOGÍA DEL TOMATO SPOTTED WILT VIRUS EN EL CONTEXTO DE
LAS VIROSIS DE PAPA EN EL SUDESTE BONAERENSE Y ARGENTINA**

ING. AGR. ANDREA EUGENIA SALVALAGGIO (M.Sc)



.....
Directora de Tesis: BIÓL. (DRA.) Paola María López Lambertini ⁽¹⁾



.....
Codirector de Tesis: ING. AGR. (DR.) Marcelo Atilio Huarte ⁽²⁾

⁽¹⁾ Instituto de Patología Vegetal (IPAVE-CIAP-INTA)

⁽²⁾ Unidad Integrada Balcarce: EEA INTA Balcarce-FCA. UNMdP.

**EPIDEMIOLOGÍA DEL TOMTATO SPOTTED WILT VIRUS EN EL CONTEXTO
DE LAS VIROSIS DE PAPA EN EL SUDESTE BONAERENSE Y
ARGENTINA**

ING. AGR. ANDREA EUGENIA SALVALAGGIO

Aprobada por:



Prof. Liliana TRIARTE, Mag
Secretaría de Posgrado
Facultad de Ciencias Agrarias
UNMdP

p/a_

.....
Evaluador DR. PEDRO ALBERTO BALATTI



Prof. Liliana TRIARTE, Mag
Secretaría de Posgrado
Facultad de Ciencias Agrarias
UNMdP

p/a

.....
Evaluadora DRA. VILMA CECILIA CONCI



Prof. Liliana TRIARTE, Mag
Secretaría de Posgrado
Facultad de Ciencias Agrarias
UNMdP

p/a

.....
Evaluador ING. AGR. M. Sc. PH.D. CLAUDIO GALMARINI

DEDICATORIA

A mi familia extraordinaria, amigos y colegas de trabajo que han sido mi apoyo.

A Nahuel por siempre impulsarme a ser mejor y lograr con éxito mi carrera.

Al alma de mi papá, quien me sigue guiando para ser una persona honrada.

Les dedico con todo mi corazón este trabajo, pues sin ellos no lo habría logrado.

AGRADECIMIENTOS

A la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Mar del Plata, que a través del sistema de educación pública, me permitió cursar el posgrado y contribuyó enormemente a mi formación como profesional, así como también acceder una educación de gran calidad.

Al Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria por la becar me y proveer medios y fondos de los proyectos que permitieron realizar este estudio.

A los compañeros de trabajo: Abel González, Walter Giuliano, Pablo Altamirano, Jorge Ferreyra y Aldo Riero por colaborar en los ensayos de campo. Especialmente a María Fernanda Riero porque además de ayudarme en los ensayos en el campo y en el Laboratorio siempre me ha brindado su apoyo incondicional y su amistad.

A Marcelo Huarte por darme todas las posibilidades para crecer como profesional, ofrecer los medios para realizar esta tesis y además brindarme su cordial amistad.

A Paola López Lambertini, mi directora de tesis, por guiarme en el mundo de la virología, enseñarme el criticismo y por todo el esfuerzo que realizó sobre todo en el último tiempo. Además le agradezco su infinita paciencia al momento de la redacción y corrección del borrador. Sin su guía y apoyo no lo habría logrado.

A Ricardo Piccolo por su asesoramiento en el diseño experimental del ensayo de epidemiología del capítulo 4.

A Gabriela Cendoya por su asistencia en el análisis de los datos epidemiológicos y la interpretación de los resultados del capítulo 4.

A Cecilia Bruno por su asistencia en los análisis estadísticos del capítulo 2 y 3, por guiarme y ordenarme para realizar la revisión bibliográfica sistemática e interpretar los resultados del capítulo 1.

A Gisela Benetti bibliotecaria del CIAP-INTA por su ayuda en la búsqueda de bibliografía.

A Cecilia Bedogni por brindarme el apoyo y facilitarme el tiempo necesario para poder escribir el borrador de la tesis.

A Mónica Vincini por su invaluable ayuda para la identificación de los trips.

A Carlos de Borbón por compartir sus experiencias y brindarme información sobre trips, su identificación y almacenamiento.

ÍNDICE

Índice de tablas	VIII
Índice de figuras	IX
Lista de abreviaturas	XI
Resumen	XIII
Abstract	XV
Introducción general	1
1. Capítulo I: Especies virales de papa relevadas en América del Sur, con especial énfasis en la región del Sudeste Bonaerense de Argentina	8
1.1. Introducción	8
1.2. Materiales y métodos	13
1.2.1. <i>Revisión sistemática de publicaciones de virus que infectan papa</i>	13
1.2.2. <i>Análisis comparativo de las especies virales y su distribución</i>	14
1.3. Resultados	14
1.4. Discusión	25
1.5. Conclusión	29
2. Capítulo II: Incidencia de PVY, PLRV, PVX Y TSWV en papas destinadas a la producción para consumo-industria y para semilla en el Sudeste Bonaerense	31
2.1. Introducción	31
2.2. Materiales y métodos	33
2.2.1. <i>Muestras de los tubérculos de papa</i>	33
2.2.2. <i>Acondicionamiento y tratamiento de los tubérculos</i>	34
2.2.3. <i>Detección de PVY, PLRV, PVX y TSWV mediante “Double-Antibody Sandwich Enzyme-Linked Immunosorbent Assay” (DAS-ELISA)</i>	34
2.2.4. <i>Análisis de los datos</i>	35
2.3. Resultados	36
2.4. Discusión	43
2.5. Conclusión	47
3. Capítulo III: Translocación de TSWV en papa cultivar Innovator	48
3.1. Introducción	48
3.2. Materiales y método	49
3.2.1. <i>Translocación de TSWV de la planta infectada a tubérculo</i>	49
3.2.2. <i>Translocación de TSWV del tubérculos infectado a las plantas de la progenie</i>	50
3.2.3. <i>Detección de TSWV</i>	50
3.2.4. <i>Análisis estadístico</i>	51
3.3. Resultados	52
3.4. Discusión	54
3.5. Conclusión	56
4. Capítulo IV: Dinámica espacial y temporal de TSWV-trips en papa	57

4.1.	Introducción	57
4.2.	Materiales y método	59
4.2.1.	<i>Características del ensayo a campo</i>	59
4.2.2.	<i>Infeción inicial de TSWV en la papa semilla</i>	59
4.2.3.	<i>Distribución temporal y espacial de la enfermedad y recolección de datos</i>	60
4.2.4.	<i>Distribución del vector</i>	61
4.3.	Resultados	62
4.3.1.	<i>Infeción inicial de los tubérculos semilla</i>	62
4.3.2.	<i>Incidencia de TSWV</i>	62
4.3.3.	<i>Progreso de la enfermedad</i>	62
4.3.4.	<i>Modelos de distribución espacial de la enfermedad</i>	64
4.3.5.	<i>Dinámica temporal de los trips vectores</i>	65
4.4.	Discusión	67
4.5.	Conclusión	70
5.	Conclusión general	71
5.1.	Consideraciones finales	73
5.1.	Resultados de esta tesis enviados para su publicación	75
6.	Bibliografía	77

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Virus por género y familia afectando el cultivo de papa citados en los países de América del Sur en la bibliografía en el periodo 1966 -2020 compilados en la revisión sistemática.	18
Tabla 2. Virus por género y familia citados afectando el cultivo de papa en la en la bibliografía Argentina en el periodo 1960 -2020 compilados en la revisión sitemática.....	24
Tabla 3. Incidencia de PVY, PLRV, PVX y TSWV en muestras de papa para las categorías consumo-industria y papa-semilla en el Sudeste Bonaerense para las campañas 2013-2014 al 2018-2019.	37
Tabla 4. Incidencia relativa de PVY, PLRV y TSWV de las plantas positivas por DAS-ELISA según se encuentren en infecciones simples o mixtas para cada campaña agrícola en la categoría consumo-industria en el Sudeste Bonaerense.	39
Tabla 5. Incidencia relativa de PVY, PLRV y TSWV de las plantas positivas por DAS-ELISA según se encuentren en infecciones simples y mixtas en cada campaña agrícola en la categoría papa-semillas en el Sudeste Bonaerense.	39
Tabla 6. Porcentaje de infección de TSWV en papa cv. Innovator de planta madre infectada al tubérculo y del tubérculo a plantas de la progenie, según el origen del tejido y el brote muestreados en el tubérculo.	53
Tabla 7. Riesgo relativo de infección por TSWV según el origen de la muestra en el tubérculo y riesgo relativo de infección por TSWV en las plantas de la progenie según el origen del brote en tubérculo.	54
Tabla 8. Resumen de estadísticos utilizados para el análisis temporal de TSWV, en papa cv. Innovator en Balcarce en la campaña 2014-2015.	63
Tabla 9. Abundancia de trips adultos e inmaduros en papa cv. Innovator, la campaña 2014-2015 en Balcarce.	66

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Número de publicaciones por año incluidas en la revisión bibliográfica sistemática de virus que infectan al cultivo de papa en América del Sur (excluida reportes de Argentina) desde 1966 a 2020.	15
Figura 2. Número de publicaciones por años incluidas en la revisión bibliográfica sistemática de los virus que infectan al cultivo de papa en Argentina desde 1960 a 2020.	15
Figura 3. Frecuencia y distribución de la ocurrencia de los virus que infectan papa en Argentina y América del Sur. El tamaño del acrónimo del virus se corresponde número total de reportes y los países donde fue citado. Diagrama de Venn de la ocurrencia geográfica de las publicaciones relevadas (1960 al 2020) por país en América del Sur. PVY: Potato virus Y, PVX: Potato virus X, PVA: Potato virus A, PVM: Potato virus M, PVS: Potato virus S, PLRV: Potato leafroll virus, APLV: Andean potato latent virus, APMoV: Andean potato mottle virus, PMTV: Potato mop-top virus, AMV: Alfalfa mosaic virus, PYV: Potato yellowing virus, SB-22: Virus Sb-22, PVV: Potato virus V, PTV: Perú tomato virus, ToSRV: Tomato severe rugose virus, PYV: Potato yellowing virus, SB-41: Virus SB-41, PYVV: Potato yellow vein virus, PBRD: Potato black ringspot nepovirus, PVT: Potato virus T, WPMV: Wild potato mosaic virus, ToVSV: Tomato yellow vein streak virus, PVU: Potato virus U, SALCV: Solanum apical leaf curl virus, CPSbV: Colombian potato soil-borne virus, SbV2: Soil-borne virus 2, ToMV: Tomato mosaic virus, PYMV: Potato yellow mosaic virus, PAMV: Potato aucuba mosaic virus, APMMV: Andean potato mild mottle virus, PDMV: Potato deforming mosaic virus, ToYVSV: Tomato yellow vein streak virus, PRDV: Potato rough dwarf virus, PVP: Potato virus P, GRSV: Groundnut ringspot virus, TCSV: Tomato chlorotic spot virus, TSWV: Tomato spotted wilt virus.	17
Figura 4. Frecuencia y distribución de la ocurrencia de los virus que infectan papa en Argentina (1960 al 2020). El tamaño del acrónimo del virus se corresponde número total de reportes y los países donde fue citado. TSWV (Tomato spotted wilt virus), ToYVSV (Tomato yellow vein streak virus), TCSV (Tomato chlorotic spot virus), PVY (Potato virus Y), PVX (Potato virus X), PVV (Potato virus V), PVS (Potato virus S), PVP-Arg (Potato virus P - raza argentina), PVM (Potato virus M), PLRV (Potato leafroll virus), GRSV (Groundnut ringspot virus) y APMoV (Andean potato mottle virus).	23
Figura 5. Incidencia relativa de PVY (verde), PLRV (azul) y TSWV (rojo) por campaña agrícola y categorías (consumo-industria y papa-semilla) en el Sudeste Bonaerense. Para cada campaña y categoría solo se consideraron las plantas positivas por DAS-ELISA. No se registraron infecciones de PVY, PLRV y TSWV en papa-semilla para la campaña 2015-2016.	38
Figura 6. Nivel de infección de PVY en papa-semilla desde la campaña 1985-1986 hasta la 1994-1995 y de la 2001-2002 hasta la 2019-2020 producida en el área diferenciada del Sudeste Bonaerense, datos de INASE (barras azules), datos del Laboratorio de análisis de papa semilla del INTA EEA Balcarce (puntos rojos). Las líneas horizontales señalan los límites de tolerancia (porcentaje de tubérculos afectados) para virus definidos por el INASE para cada categoría de fiscalización: para las Básicas: Inicial I (0,2%); Inicial II (0,6%); Inicial III (1%); Pre-fundación (1,6%) y Fundación (2%) y para las Certificadas: Registrada (6%) y Certificada (15%) de acuerdo a la Resolución 2017/2002 de INASE.	40

- Figura 7.** Nivel de infección de PLRV en papa-semilla desde la campaña 1985-1986 hasta la 1994-1995 y de la 2001-2002 hasta la 2019-2020 producida en el área diferenciada del Sudeste Bonaerense, datos de INASE (barras azules), datos del Laboratorio de análisis de papa semilla del INTA EEA Balcarce (puntos rojos). Las líneas horizontales señalan los límites de tolerancia (porcentaje de tubérculos afectados) para virus definidos por el INASE para cada categoría de fiscalización: para las Básicas: Inicial I (0,2%); Inicial II (0,6%); Inicial III (1%); Pre-fundación (1,6%) y Fundación (2%) y para las Certificadas: Registrada (6%) y Certificada (15%) de acuerdo a la Resolución 2017/2002 de INASE. 41
- Figura 8.** Nivel de infección de PVX en papa-semilla desde la campaña 1985-1986 hasta la 1994-1995 y de la 2001-2002 hasta la 2019-2020 producida en el área diferenciada del Sudeste Bonaerense, datos de INASE (barras azules), datos del Laboratorio de análisis de papa semilla del INTA EEA Balcarce (puntos rojos). Las líneas horizontales señalan los límites de tolerancia (porcentaje de tubérculos afectados) para virus definidos por el INASE para cada categoría de fiscalización: para las Básicas: Inicial I (0,2%); Inicial II (0,6%); Inicial III (1%); Pre-fundación (1,6%) y Fundación (2%) y para las Certificadas: Registrada (6%) y Certificada (15%) de acuerdo a la Resolución 2017/2002 de INASE. 42
- Figura 9.** Nivel de infección de TSWV en papa-semilla de las campaña 2013-2014, 2016-2017, 2017-2018 y 2018-2019 en el área diferenciada del Sudeste de Bonaerense, determinado por del Laboratorio de análisis de papa semilla del INTA EEA Balcarce. Las líneas grises sobre el eje x indican los límites de tolerancia para TSWV, según el Protocolo de producción de papa-semilla propuesto por la Mesa Provincial de la papa, que es de 1%, para la campaña 2017-2018, de 0,5% la campaña 2018-2019 y de 0,2%, para los subsiguientes campañas. 43
- Figura 10.** Puntos de muestreo en el tubérculo de papa cv. Innovator para DAS-ELISA. Las flechas rojas indican donde se extrajeron las muestras de tejido (a 5 mm de profundidad): en la base del brote apical, en la base del brote lateral y en el centro de la médula con un equipo extractor de savia Tecan AG 450 (según Gugerli, 1979): .. 50
- Figura 11.** Síntomas de TSWV en papa cv. Innovator a) en el follaje manchas y necrosis b) en el folíolo manchas en forma de anillos necróticos, c y d) en el tubérculo manchas necróticas color herrumbre. 52
- Figura 12.** Síntomas del tomato spotted wilt virus (TSWV) en papa cv. Innovator a) manchas y anillos necróticos en hojas; b) necrosis del ápice y manchas necróticas en los tallos y c) muerte del tallo. 62
- Figura 13.** Progreso temporal de TSWV ajustado al modelo Logístico en papa cv Innovator en Balcarce. La línea llena es la incidencia predicha por el modelo y los puntos indican las incidencias observadas de TSWV en el campo evaluado en la campaña 2014-2015. 64
- Figura 14.** Distribución espacial de la incidencia de TSWV, en papa cv. Innovator en Balcarce (2014-15), a los A (43 DDP), B (56 DDP), C (70 DDP) y D (84 DDP). Los cuadrantes se presentan en unidad de superficie (4 m x 4,25 m) y los colores indican la incidencia de enfermedad (blanco=0 planta enferma/m, amarillo=1 planta enferma/m, trigo=2 planta enferma/m, naranja= 3 planta enferma/m, rojo= 4 planta enferma/m). 65
- Figura 15.** Incidencia TSWV, y número de trips adultos para cada especie, presentes en papa cv. Innovator en Balcarce durante la campaña 2014-2015. 66

LISTA DE ABREVIATURAS

- AMV**=: Alfalfa mosaic virus
- APLV**= Andean potato latent virus
- APMMV**= Andean potato mild mottle virus
- APMoV**= Andean potato mottle virus
- APPASBA** = Asociación de Productores de Papa Semilla de la Provincia de Buenos Aires
- CPSbV**= Colombian potato soil-borne virus
- DAS ELISA**= acrónimo del inglés Enzyme-Linked ImmunoSorbent Assay: ensayo por inmunoabsorción ligado a enzimas
- DDP**= Días Después de plantación
- EEA**= Estación Experimental Agropecuaria
- FAO**= Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura
- FENNAP**=Federación Nacional de Productores de Papa
- GRSV**= Groundnut ringspot virus
- IgG**= Inmunoglobulina G
- INASE**= Instituto Nacional de Semilla
- INSV**= Impatiens necrotic spot virus
- INTA**= Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria
- IYSV**=Iris yellow spot virus
- ORF**= acrónimo del inglés Open Reading Frame: marco abierto de lectura
- PAMV**= Potato aucuba mosaic virus
- PBRD**= Potato black ringspot nepovirus
- PDMV**= Potato deforming mosaic virus
- PLRV**= El virus del enrollamiento de la hoja
- PMTV**= Potato mop-top virus
- PRDV**= Potato rough dwarf virus
- PTV**= Perú tomato virus
- PVA**= Potato virus A
- PVM**= Potato virus M
- PVP**= Potato virus P
- PVS**= Potato virus S
- PVT**= Potato virus T
- PVU**= Potato virus U
- PVV**= Potato virus V
- PVX**= Potato virus X
- PVY**= Potato virus Y
- PYMV**= Potato yellow mosaic virus
- PYV**= Potato yellowing virus
- PYVV**= Potato yellow vein virus

RNA= ácido ribonucleico

SALCV= Solanum apical leaf curl virus

SB-22= Virus Sb-22,

SB-41= Virus SB-41

SbV2= Soil-borne virus 2

SENASA= Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria

SENASE= Servicio Nacional de Semillas

SINAVIMO= Sistema Nacional Argentino de Vigilancia y Monitoreo de plagas

TCSV= Tomato chlorotic spot virus

ToMV= Tomato mosaic virus

ToSRV= Tomato severe rugose virus

ToVSV=Tomato yellow vein streak virus

TSWV= Tomato spotted wilt virus

UNMdP= Universidad Nacional de Mar del Plata

WPMV= Wild potato mosaic virus

RESUMEN

El Sudeste Bonaerense es la principal región productora de papa para consumo, industria y semilla en Argentina. Las virosis afectan el rendimiento y la calidad de los tubérculos de la papa. La transmisión de los virus es mediante insecto-vector y papa-semilla utilizados en la propagación vegetativa. Los objetivos planteados en esta tesis son: contribuir al conocimiento de las virosis de papa en Argentina; determinar las características de la translocación de tomato spotted wilt virus (TSWV) en papa cv Innovator y establecer los parámetros epidemiológicos de TSWV en papa en la región del Sudeste Bonaerense. Se realizó una revisión bibliográfica sistemática de virus que infectan papa en América del Sur y Argentina. Se calculó la incidencia de potato virus Y (PVY), potato leafroll virus (PLRV), potato virus X (PVX) y TSWV y la presencia de infecciones mixtas para papa consumo-industria y papa-semilla desde 2013 al 2019 en el Sudeste Bonaerense. Además, en el área diferenciada de producción de papa-semilla de esta región se analizó el progreso del nivel de infección de estos virus desde 1985 al 2020. Se evaluó el porcentaje de infección de TSWV en el cv. Innovator a partir de distintos tejidos del tubérculo. Se estimó la incidencia de TSWV, su distribución espacial, y número de especies de trips a lo largo de un ensayo de papa cv. Innovator. En los estudios realizados en esta tesis se detectaron en los reportes 34 especies virales infectando papa en América del Sur y 12 en Argentina, siendo Buenos Aires y Jujuy las regiones con mayor diversidad. Se identificó que PVY, PLRV, potato virus S (PVS) y PVX están presentes en todos los países de América del Sur y en la mayoría de las regiones productoras de Argentina. También, hay especies virales que solo se identificaron en determinados países. Los valores de incidencia de PVY, PLRV, PVX y TSWV fluctuaron en papa con destino consumo-industria y semilla durante cinco campañas en el Sudeste Bonaerense. PVY tuvo la mayor incidencia en ambos tipos de producción. Los valores más altos de incidencia de TSWV fueron del 0,9% para papa consumo-industria y del 2,3% para papa-semilla. Se reportaron por primera vez infecciones mixtas que involucran al TSWV combinado con PVY y PLRV. En el área diferenciada de producción de papa-semilla del Sudeste Bonaerense se observó una disminución de los niveles de infección para todos los virus desde el 1985 al 2020. El porcentaje de detección de TSWV de la planta infectada al tubérculo (\bar{x} 89 %) fue mayor que el del tubérculo a las plantas progenie (\bar{x} 40,5 %). Además, se detectó una distribución uniforme de TSWV en los tejidos del tubérculo. La curva de progreso de la enfermedad para TSWV en el cultivo de papa cv. Innovator en el Sudeste Bonaerense se ajustó a un modelo logístico con un progreso policíclico de la

enfermedad. Se comprobó que TSWV posee un patrón espacial aleatorio al comienzo del cultivo relacionado al inóculo del virus presente en la papa-semilla. Después de la floración se detectó un patrón agregado relacionado al aumento de la población de *Frankliniella occidentalis*. Los resultados que surgen de este trabajo contribuyen al diseño de estrategias para el manejo integrado de las enfermedades ocasionadas por virus en papa.

Palabras claves: incidencia, distribución, papa-semilla, transmisión de TSWV, *Frankliniella occidentalis*, dinámica espacio-temporal.

ABSTRACT

EPIDEMIOLOGY OF TSWV IN THE CONTEXT OF POTATO VIRUSES IN SOUTHEAST BONAERENSE AND ARGENTINA

The Southeast of Buenos Aires province is the main producing area of potato for fresh consumption, industry and seed production in Argentina. Viral diseases affect tuber yield and quality. Viruses are transmitted through insect vectors and seed tubers used for vegetative propagation. The aims of this thesis are to contribute to the knowledge of potato viral diseases in Argentina; to determine the characteristics of tomato spotted wilt virus (TSWV) translocation in potato cv. Innovator and to establish the epidemiological parameters of TSWV in potato in the Southeastern area of Buenos Aires. A systematic literature review about potato-infecting viruses in South America and Argentina was conducted. Incidence of potato virus Y (PVY), potato leaf roll virus (PLRV), potato virus X (PVX), and TSWV was calculated, and the presence of mixed infections was determined in potato for fresh consumption-industry and seed production in Southeastern Buenos Aires between 2013 and 2019. In addition, infection level progress of these viruses was analyzed in the area selected for exclusive seed-potato production between 1985 and 2020. TSWV infection percentage was evaluated in the cv. Innovator using different tuber tissues. Incidence and spatial distribution of TSWV, and number of thrips species were estimated in a trial involving potato cv. Innovator. In the studies carried out in this thesis, a total of 34 virus species infecting potato were reported in South America and 12 in Argentina, with Buenos Aires and Jujuy provinces showing the highest diversity. PVY, PLRV, potato virus S (PVS) and PVX were found to be present in all South American countries and in most of the producing regions in Argentina. In addition, some viral species were identified only in certain countries. The incidences values of PVY, PLRV, PVX and TSWV fluctuated in potato for fresh consumption-industry and seed production during five crop seasons in the southeast of Buenos Aires. PVY had the highest incidence in both production types. The highest TSWV incidence values were 0.9% for fresh consumption-industry potato production and 2.3 % for seed potato production. Mixed infections involving TSWV were first reported in combination with PVY and PLRV. A decrease in the infection levels of all the viruses was observed in the area selected for exclusive seed-potato production in the southeast of Buenos Aires between 1985 and 2020. The percentage of TSWV infection from infected potato cv. Innovator to tuber (\bar{x} 89%) was higher than that

from tuber to the progeny plant (\bar{x} 40.5 %). Moreover, a uniform TSWV distribution in tuber tissues was detected. Disease progress curve for TSWV in potato cv. Innovator crop in southeastern Buenos Aires fitted a logistic model with a polycyclic disease progress. TSWV was found to have a random spatial pattern at the start of the crop cycle related to the virus inoculum present in the seed tubers. After flowering, an aggregated pattern related to the increase in the *Frankliniella occidentalis* population was detected. The results of this work contribute to the design of integrated disease management strategies of viral disease in potato.

Key words: incidence, distribution, seed potato, TSWV transmission, *Frankliniella occidentalis*, spatio-temporal dynamics.

INTRODUCCIÓN GENERAL

La papa es el tercer cultivo más importante en términos de consumo humano después del trigo y el arroz, rinde 12 a 15 veces más por hectárea, y la producción de calorías por unidad de superficie es mayor que el trigo, el maíz y el arroz (Devaux *et al.*, 2014; FAO, 2018). La papa es considerada como un cultivo que proporciona alimentos a los pobres, particularmente en las regiones en vías de desarrollo (Lutaladio y Castaldi, 2009).

América del Sur es la región de origen de la papa (Clausen, 2003) y para la mayoría de los pequeños campesinos de la región andina la papa sigue siendo un cultivo tradicional (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación [FAO], 2009). En Argentina, Brasil y Colombia, está aumentando la producción comercial de este cultivo a gran escala (FAO, 2009). Las papas se cultivan bajo condiciones variadas de altitud, latitud y clima, desde el nivel del mar hasta los 4.000 metros de altitud y desde el Ecuador hasta más de 40 grados norte y sur (Horton, 1988).

En Perú la papa ha sido fundamental durante milenios en la alimentación de sus habitantes. La producción de papa está principalmente en manos de los pequeños campesinos, a una altura de entre 2 500 y 4 500 metros sobre el nivel de mar, en los Andes centrales, mientras que una superficie más reducida en los valles costeros se destina a la producción de regadío comercial (FAO, 2009). Hoy se cultivan en Perú cuatro especies de papa, *Solanum tuberosum* y otras tres especies exclusivas de la región (Hawkes, 1990). Este país se ha constituido en el primer productor de papa en América Latina y el puesto 11 a nivel mundial (Potatopro, 2020).

Colombia está en el extremo norte del centro andino del origen y domesticación de la papa (Rodríguez, 2010). Principalmente, la papa se cultiva a alturas de 1.800 a 2.300 metros en la Cordillera Central y la Cordillera Oriental. Aunque la producción de papa continúa siendo un cultivo de subsistencia para todos los campesinos colombianos, también abastece a la industria comercial más grande de la región andina (Sierra Mejía *et al.* 2019). Desde el decenio de 1990 ha crecido rápidamente la industria de elaboración de la papa, que representa del 12% al 14% del total de la demanda (FAO, 2009).

La región andina de Ecuador constituye un territorio de gran diversidad genética de la papa y en el centro de este país se encuentra un gran número de papas silvestres (Monteros *et al.*, 2005). El cultivo está en manos sobre todo de campesinos que tienen parcelas de menos de 5 hectáreas. Los costos de los insumos y la rentabilidad superior de otros cultivos han producido acentuadas fluctuaciones en la producción de papa del país (FAO, 2009). En los últimos 10 años, el total de la producción ha caído de más de 320.000 toneladas a 250.000 toneladas, mientras que la superficie cultivada se ha reducido de 46.500 a unas 22.000 hectáreas (FAO, 2009). La producción de papa está adquiriendo una vocación más comercial en respuesta a la demanda del sector urbano del Ecuador.

En la región occidental de Venezuela, en los Andes, hay unas 20 variedades de papas silvestres, donde se cultiva la mayor parte de la producción de papa del país. A una altura entre 2.000 y 2.500 metros sobre el nivel del mar, para los campesinos de subsistencia de la zona la papa es el principal cultivo (Cuestas *et al.*, 2002), y la producción para el mercado se realiza en el montañoso estado de Lara. Casi todas las papas que se cultivan en Venezuela se venden frescas, y en los últimos años se ha diversificado la producción hacia variedades aptas para la industria (FAO, 2009).

La papa fue introducida en Brasil por los inmigrantes europeos, en las zonas relativamente templadas del sur (en el estado de São Paulo se puede producir papa casi todos los meses del año). La papa es la hortaliza con mayor superficie sembrada en la agricultura brasileña (da Costa *et al.*, 2010), este país es el segundo productor latinoamericano de papa, con una producción de más de 3,6 millones de toneladas en 2018 (FAO, 2009).

Chile es el quinto productor de papa de América Latina (FAO, 2018), con una cosecha extraordinaria en 2006 de casi 1,5 millones de toneladas, a la par con la producción de maíz y trigo del país. Si bien el origen de la papa está en los Andes, estudios genómicos indican que las variedades que hoy se cultivan en distintas partes del mundo proceden principalmente de cultivares chilenos (Rodríguez, 2010). La papa que predominaba en Europa en el siglo XVIII era andina, pero a partir del XIX prevaleció el germoplasma chileno. La producción de papa se concentra en las provincias que están entre Coquimbo y Chiloé (incluida la isla de Chiloé, donde ya se cultivaba en la época precolombina) (FAO, 2009). Por su valor, la semilla de la papa

representa casi la mitad de las exportaciones de papa del país, destinadas sobre todo a Brasil y Venezuela.

En América del Sur, Argentina se ubica en el cuarto puesto con una producción de 2,34 millones de toneladas (FAOSTAT, 2018). Aunque en el Noroeste de Argentina hay papas silvestres, hay documentos sobre el cultivo con tubérculos importados de Europa de 2.000 hectáreas en 1870. Hoy en día, la producción de papa es a gran escala y altamente mecanizada (Huarte y Capezio, 2013). El nivel de consumo de papa, era de unos 44 Kg por persona al año en 2005 mientras que se ha modificado a 38 kilogramos por persona al año en 2017 (Ministerio de Agroindustria, 2017). También, se ha determinado una caída constante de la superficie cosechada, de 200.000 hectáreas en 1961 a unas 72.500 en 2018 en tanto que la producción por hectárea se ha triplicado con creces a más de 30 toneladas. (FAO, 2009).

Las principales provincias productoras de papa son Buenos Aires, Córdoba, Tucumán, y Mendoza, las que representan el 95% de la superficie nacional destinada a la producción de papa consumo (Napolitano *et al.*, 2011). Buenos Aires es la principal provincia productora de papa con tres destinos, el mercado fresco, la industria y la producción de semilla. En Buenos Aires el cultivo de la papa se concentra en la región del “Sudeste” conformada por los Partidos de General Alvarado, General Pueyrredón, Balcarce, Tandil, Necochea y Lobería. Esta región tiene los mayores rendimientos del país de 35 t/ha (Huarte y Capezio, 2013), en el año 2019 produjo 1,38 millones de toneladas de papa, lo que representa el 57% de la producción total nacional (Constantino, 2020). La producción originada en el Sudeste bonaerense se comercializa tanto el Mercado interno como el externo, representando el 70 % de los ingresos al Mercado Central de Buenos Aires (Ministerio de Agroindustria, 2017).

Si bien existen cientos de nuevas variedades, sólo unas pocas son las que se utilizan en esta región productora de papa (Huarte y Capezio, 2013). Las principales variedades cultivadas son: Spunta, Innovator y Atlantic (Saldrigas, 2018). Los principales variedades son: Spunta, cuyo destino es consumo en fresco principalmente, se ha convertido en la variedad más difundida principalmente por sus altos rendimientos (Napolitano *et al.*, 2011). Innovator se destaca por sus características de mediana materia seca y su empleo en producción de bastones y

chips fritos (The European Cultivated Potato Database). Atlantic se utiliza en la industria para chips (Saldrigas, 2018). La aparición de la industria en la provincia de Buenos Aires, impulso cambios a nivel tecnológico y de organización del mercado. En el 2010 la industria consumió un 25,2% de la papa producida en el Sudeste Bonaerense (Napolitano *et al.*, 2011).

La producción nacional de papa consumo e industrial se basa en el uso de “papa semilla fiscalizada” por el Instituto Nacional de Semilla (INASE). Desde 1994 la Argentina satisface casi completamente su propia demanda de papa semilla. Las áreas diferenciadas para la producción de papa semilla son en el Sudeste Bonaerense que comprende algunas circunscripciones de los partidos de Tres Arroyos y San Cayetano y la totalidad de González Chaves (Decreto N°5383/1990 y Decreto N°1673/2003), en Mendoza en el departamento de Malargüe (Decreto N° 5326/1982), en Valle de Las Estancias en la provincia de Catamarca (Ley Provincial °4468/1985), en Tafí del Valle en la provincia de Tucumán (Resolución N°284/1976 y Disposición N°45/1976), los departamentos de Calingasta e Iglesias en San Juan (Resolución N°814/2013) (SINAVIMO, 2020). Sin embargo, la única zona protegida con status fitosanitario para la exportación es el área diferenciada de la provincia de Buenos Aires (Napolitano *et al.*, 2011).

Se estima que las pérdidas ocasionadas por las enfermedades virales son cuantitativas y cualitativas y representan el 50% del rendimiento total potencial del cultivo de la papa (Harahagazwe *et al.*, 2018). La relevancia de las enfermedades virales en el cultivo de papa se debe a que la reproducción predominante es la propagación agámica por tubérculo-semilla, por lo tanto el material infectado hacen que las virosis se dispersen rápidamente (Hooker, 1985). Más de 50 virus y un viroide afectan al cultivo de papa, pero actualmente el virus Y de la papa (*Potato virus Y* (PVY), género *Potyvirus*) y el virus del enrollamiento de la hoja (*Potato leafroll virus* (PLRV), género *Polerovirus*) son los más dañinos para el cultivo de papa a nivel mundial, pudiendo ocasionar 80% de pérdidas del rendimiento cuando se encuentran en infecciones mixtas con otros virus (Kreuse *et al.*, 2020). A partir de la campaña 2006, TSWV (*Tomato spotted wilt virus*, genero *Orthotospovirus*) comenzó a ser una virosis limitante para el cultivo de papa en Argentina en el Sudeste Bonaerense (Carrizo *et al.*, 2010), la región más importante como proveedora de materia prima para la industria de procesamiento (Huarte, 2014). A partir de ese momento las pérdidas de rendimiento más severas se registraron durante la campaña 2008-2009 en

el cultivar Innovator (Carrizo *et al.*, 2010). Las evaluaciones durante 2009-2010 mostraron una incidencia en promedio del 20 %, alcanzando en algunos campos hasta el 80 %, con pérdidas promedio de rendimiento de un 15 % (Carrizo *et al.*, 2010). Durante esta campaña lotes sembrados con papa cv. Innovator fueron descartados porque los tubérculos presentaron defectos internos. Las plantas de papa infectadas con TSWV presentan manchas necróticas en las hojas, necrosis del tallo, muerte del brote terminal de uno o más tallos y, ocasionalmente, muerte de toda la planta.

Las virosis se transmiten por tubérculo-semilla y se acumulan en las sucesivas generaciones, fenómeno que se denomina degeneración de la papa la cual ocasiona pérdidas significativas de rendimiento. El impacto de las enfermedades causadas por virus en el cultivo de papa depende de la especie del virus, sus cepas, el tipo de inóculo, el vector, las características de la variedad, las condiciones climáticas, los cambios de tecnologías y prácticas de producción y el comercio (Lacomme *et al.*, 2017).

El elevado número de virus que infectan papa, su acumulación como complejo de virus en el tubérculo-semilla, el aumento de incidencia de TSWV y su impacto en la región productora de papa del Sudeste de Buenos Aires enmarcan la importancia de las virosis en papa. Por lo expuesto y debido que los virus no se presentan aislados, se abordó el estudio de TSWV en relación a la situación de las virosis de papa en el Sudeste de Buenos Aires en un contexto de Argentina y de América. Por tal razón se plantean los siguientes objetivos e hipótesis de trabajo con la finalidad de contribuir a un manejo integrado de las enfermedades ocasionadas por virus en el cultivo de papa.

Hipótesis

1. Existe una distribución diferencial de virus de papa en Argentina y América del Sur.
2. La diversidad de especies virales presentes en el cultivo de papa en la región productora del Sudeste Bonaerense es similar a las relevadas en otras regiones de Argentina.
3. La incidencia de los virus PVY, PLRV, PVX y TSWV es similar en áreas de producción de papa para consumo-industria y para papa-semilla en el Sudeste Bonaerense.

4. Hay infecciones mixtas entre PVY, PLRV, PVX y TSWV en papa en el Sudeste Bonaerense.
5. El porcentaje de infección de TSWV en papa cv. Innovator de la planta infectada al tubérculo es similar que del tubérculo a la progenie.
6. La enfermedad ocasionada por TSWV se comporta como monocíclica en papa cv. Innovator en el Sudeste Bonaerense.
7. Las distintas especies de trips presentes en el cultivo de papa en la región del Sudeste Bonaerense poseen similar abundancia.

Objetivos

Generales

- 1- Contribuir al conocimiento de las virosis de papa en Argentina y especialmente en la región del Sudeste Bonaerense.
- 2- Determinar las características de la translocación de TSWV en papa cv. Innovator.
- 3- Establecer los parámetros epidemiológicos de la enfermedad TSWV-trip en la región productora de papa del Sudeste Bonaerense.

Específicos

- 1- Comparar la diversidad de especies de virus que infectan papa y su distribución en América del Sur, Argentina y en el Sudeste Bonaerense.
- 2- Comparar la incidencia de PVY, PLRV, PVX, y TSWV en áreas de producción de papa para consumo-industria y papa-semilla en el Sudeste Bonaerense desde el 2013 al 2019.
- 3- Identificar las infecciones mixtas causadas por PVY, PLRV, PVX y TSWV en papa con destino consumo-industria y papa-semilla en el Sudeste Bonaerense.
- 4- Comparar los niveles de infección de PVY, PLRV, PVX y TSWV en papa-semilla producida en el área diferenciada del Sudeste Bonaerense desde 1985 al 2020.

- 5- Determinar el porcentaje de infección de TSWV de la planta de papa infectada al tubérculo y del tubérculo a la progenie para el cv. Innovator.
- 6- Determinar la distribución de TSWV en los tejidos del tubérculo cv. Innovator.
- 7- Determinar la dinámica temporal y espacial de la enfermedad causada por TSWV-trips en papa cv. Innovator en la región Sudeste Bonaerense.

1. CAPITULO I: ESPECIES VIRALES DE PAPA RELEVADAS EN AMÉRICA DEL SUR, CON ESPECIAL ÉNFASIS EN LA REGIÓN DEL SUDESTE BONAERENSE DE ARGENTINA

1.1. Introducción

PVY está considerado entre los diez virus más importantes, ya que infecta una amplia gama de huéspedes principalmente dentro de las solanáceas, está distribuido mundialmente y es responsable de pérdidas agronómicas y económicas importantes (Scholthof *et al.*, 2011). Es la razón principal de rechazo de lotes de papa semilla en programas de certificación a nivel mundial (Dupuis, 2017; Gray *et al.*, 2010; Nolte *et al.*, 2004). Este virus posee un genoma de ARN de cadena simple y polaridad positiva de 9700 nucleótidos (Makkouk y Gumpf, 1974). La clasificación de las razas de PVY se encuentra en permanente cambio debido a la recombinación genética (Gray *et al.*, 2010; Scholthof *et al.*, 2011). Hay varias razas de PVY que infectan papa, entre las cuales se destacan PVY^O, PVY^C y PVY^N por ser las primeras razas detectadas y PVY^{NTN}, PVY^{N:O} y PVY^{N-Wi} por ser las nuevas razas originadas mediante recombinación genética (Dupuis, 2017). La raza común de PVY (PVY^O) generalmente causa mosaicos evidentes y retraso del crecimiento en la mayoría de las variedades de papa (Chachulska *et al.*, 1997; Kerlan *et al.*, 1999). La raza de PVY necrótica (PVY^N) se caracteriza por su capacidad de causar necrosis en las nervaduras de las hojas de tabaco (Munro, 1955). Algunos aislamientos de PVY^N también pueden inducir síntomas de anillos necróticos en los tubérculos de papa disminuyendo su calidad para la comercialización (Le Romancer y Kerlan, 1991). La raza que se denomina PVY^{NTN} (Necrosis del tubérculo de papa y Necrosis en tabaco), resultó de la recombinación entre PVY^O y PVY^N (Green *et al.*, 2017, 2018; Karasev y Gray, 2013, Boonham *et al.*, 2002, Glais *et al.*, 2002). Lorenzen *et al.*, (2006) determinaron los puntos calientes (HSR, Hot Spot Regions) del genoma donde la recombinación se lleva a cabo con frecuencia. Las razas recombinantes denominadas como PVY^{Wlga} (Chrzanowska, 1994) o PVY^{N:O} (Nie y Singh, 2002) inducen necrosis en las nervaduras de la hoja de tabaco, similar a las ocasionadas por el PVY^N, pero están serológicamente relacionadas con PVY^O (Chrzanowska, 1994; McDonald y Singh, 1996). La raza PVY^C ocasiona un estriado punteado en las hojas y tallos en papa (Lacomme *et al.*, 2017). La transmisión del PVY está mediada por el pulgón cuando se alimenta de la savia y por tubérculo durante la propagación vegetativa de la papa. Se ha informado que 65

especies de áfidos transmiten PVY de manera no persistente con eficiencia variable. *Myzus persicae*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Aphis fabae* y *Rhopalosiphum padi* son algunas de las especies de áfidos vectores del virus (Nault, 1997; Kerlan, 2006; Lacomme *et al.*, 2017).

PLRV es considerado uno de los virus de papa más dañinos por causar pérdidas significativas de rendimiento y calidad en todo el mundo (Khurana, 2000). El PLRV pertenece a la Familia *Luteoviridae* (Mayo y D'Arcy, 1999) y posee un genoma de 5.9 kb que consiste en una molécula de ARN de cadena sencilla con orientación positiva que codifica diez marco abierto de lectura (en inglés Open Reading Frame, ORF) (Domier, 2012). Es transmitido por un número limitado de especies de áfidos de manera persistente, circulatoria y no propagativa. Particularmente *Myzus persicae* es el vector más eficiente y económicamente más importante (Herrbach, 1999). Además, PLRV se transmite por tubérculos semilla (Mesa Medina *et al.*, 2016). El PLRV se multiplica en el tejido del floema dificultando el traslado de los productos de la fotosíntesis a la raíz (Abbas *et al.*, 2020). Los síntomas de infección primaria consisten en palidez y enrollamiento de las hojas jóvenes y aspecto erecto por la acumulación del almidón en la parte aérea de la planta (Loebenstein, 2001). Generalmente estos síntomas no son severos a menos que las plantas se infecten en estadios tempranos de la misma. Los síntomas secundarios, retraso en el crecimiento de los brotes y el enrollamiento de los folíolos de las hojas basales, se presentan a partir de tubérculos infectados con PLRV (Abbas *et al.*, 2020). Las hojas se vuelven rígidas y coriáceas, a veces con una coloración rojiza en el borde de los folíolos. También PLRV ocasiona importantes reducciones en el rendimiento (Plchova *et al.*, 2009).

El virus X de la papa (*Potato virus X* (PVX) pertenece al género *Potexvirus* posee partículas filamentosas flexibles de forma helicoidal y un genoma de ARN simple cadena. Los virones contienen una molécula de ssARN de sentido positivo (~6400 pb) con cinco ORF (Kutnjak *et al.*, 2014). Los síntomas de PVX son variables y dependen del cultivar, la cepa del virus, las condiciones ambientales y el tipo de infección en infecciones mixtas (Loebenstein, 2001). La mayoría de los aislamientos causan solo mosaicos leves en hojas o infecciones sin síntomas. Las reducciones de rendimiento en las plantas asintomáticas son inferiores al 10%, a pesar de que pueden contener altos títulos de PVX. Otras razas inducen rayas necróticas, mosaicos severos, encrespamiento de las hojas y pueden causar pérdidas de rendimiento significativas

de hasta un 30%. En infecciones mixtas con PVY, los rendimientos se reducen hasta un 50% (Khurana y Singh, 1988; Vance, 1991). PVX se transmite por contacto durante la manipulación de hojas, brotes y tubérculos y a través de implementos agrícolas (Kerlan, 2008).

El virus S de la papa (*Potato virus S* (PVS), es un miembro del género *Carlavirus* y pertenece a la familia *Betaflexiviridae* (King *et al.*, 2011). Los viriones consisten en bastones flexibles que tienen un tamaño de 610-710 a 12-15 nm con un genoma de ARN de sentido positivo de 8.500 nt de longitud y seis ORF (Martelli *et al.*, 2007). Los aislados de PVS de papa se clasifican biológicamente en dos razas PVS^A (Andina) y PVS^O (Ordinaria), respectivamente (Duan *et al.*, 2018). PVS^A puede infectar a *Chenopodium* spp. sistémicamente, mientras que PVS^O induce lesiones locales pero no puede infectar la planta sistémicamente (Cox y Jones, 2010). Además, se ha informado que PVS^A induce en las plantas de papa síntomas foliares más severos que la raza del PVS^O (Slack, 1983). El PVS es transmitido por áfidos de manera no persistente, mecánicamente y por propagación vegetativa (Franc y Banttari, 1996; Khalil y Shalla, 1982).

La enfermedad del mosaico deformante de la papa (*Potato deforming mosaic virus* (PDMV), también denominado Potato deforming mosaic disease) fue descrito por primera vez en 1962 en la región productora de papa del Sudeste Bonaerense en Argentina. Luego, demostraron que no se transmitía por pulgones, ácaros o infección mecánica (Calderoni 1965, 1969, 1978; Delhey, Khier-Delhey *et al.*, 1981). Los síntomas descritos son mosaico severo acompañado de una deformación de la hoja, que es causado por un crecimiento desigual de las nervaduras y el tejido internerval (Delhey, Khier-Delhey 1981). Se ha observado sinergismo en infecciones mixtas de PDMV, PVX y PVY (Calderoni, 1969). En tanto que en el sur de Brasil una enfermedad con el mismo nombre fue informada en los 1980s (Daniels y Castro, 1985). Luego, se identificó al *Tomato yellow vein streak virus* (ToYVSV) como el agente causal de esta enfermedad (Ribeiro *et al.*, 2006). El ToYVSV pertenece al género *Begomovirus*, y a la familia *Geminiviridae* y es transmitido por la mosca blanca (*Bemisia tabaci* Gennadius) de manera persistente y circulativa (Faria *et al.*, 1997). Los begomovirus poseen un genoma que puede ser monopartito (2,7 - 2,8 kb) o bipartito, con dos componentes genómicos de tamaño similar (2,5 y 2,8 kb) denominados ADN-A y ADN-B (Brown *et al.*, 2012).

El virus P de la papa (*Potato virus P* (PVP) y el virus del enanismo rugoso de la papa (*Potato rough dwarf virus* (PRDV) pertenecen al género *Carlavirus* y a la familia *Betaflexiviridae*. Poseen viriones filamentosos, ligeramente flexuosos, de 610 a 710 nm de longitud y 10 a 15 nm de diámetro. Su genoma es ARN monocatenario de sentido positivo de 7.4 – 7.9 kb y contiene seis ORF (Daniels *et al.* 1993; Butzonitch *et al.* 1996; Nisbet *et al.* 2006). Estos virus se transmiten por pulgones de manera no persistente y por contacto (Jeffries, 1998). Estos dos virus se caracterizan por tener las mismas plantas huéspedes y una similitud de secuencias del genoma y de la cápside proteica extremadamente alta (Massa *et al.*, 2008). Por lo tanto PRDV y PVP son dos razas del mismo virus (Nisbet *et al.*, 2006), las cuales denominan PVP-Arg al PRDV y PVP-Bra al PVP (Yanagisawa *et al.*, 2019).

La Peste Negra o Top Necrosis causada por TSWV ocasiona pérdidas económicas en cultivos a nivel mundial (Wilson, 2001) y es categorizado como uno de los diez virus vegetales más devastadores (Scholthof *et al.*, 2011). Los virus del género *Orthospovirus*, familia *Tospoviridae*, orden *Bunyvirales* (Abudurexiti *et al.*, 2019; Maes *et al.*, 2019), son transmitidos por trips e infectan más de 1000 especies de plantas (Parrella *et al.*, 2003; Rotenberg *et al.*, 2015). Los orthospovirus tienen una morfología de las partículas virales, una estrategia de organización y expresión del genoma únicas dentro de los virus vegetales. Los viriones son partículas pleomórficas de 80-120 nm recubiertas por una membrana lipídica con proyecciones superficiales de dos glicoproteínas (Gn y Gc) (Rotenberg *et al.*, 2015). El genoma consta de tres ARN de sentido negativo o ambisentidos designados S (2.9 kb), M (4.8 kb) y L (8.9 kb), con secuencias terminales parcialmente complementarias que permiten que el ARN adopte una conformación pseudocircular (Adkins, 2000; Scholthof *et al.*, 2011; Rotenberg *et al.*, 2015). Su genoma es tripartito de polaridad negativa y codificación bipolar (o ambisentido) (Soellick *et al.*, 2000). El ARN L codifica en el sentido negativo para la ARN polimerasa dependiente del ARN (RdRp). El ARN M codifica en sentido positivo para una proteína no estructural denominada NSm con función en el movimiento de célula a célula (Soellick *et al.*, 2000). Mientras que el ARN M codifica en el sentido negativo para un precursor de glicoproteínas (Gn/Gc) implicado en la transmisión por los trips. El ARN S codifica en el sentido positivo para la proteína NSs con función de supresión del silenciamiento génico y en el sentido negativo para la proteína N (nucleocápside) (Pappu *et al.*, 2000; Pappu *et al.*, 2009, Debreczeni *et al.*, 2011). Las enfermedades ocasionadas por orthospovirus se consideran emergentes

ya que en los últimos años se han descrito nuevas especies, mientras que para las especies establecidas se ha expandido el rango de hospederos y los límites geográficos (Mandal *et al.*, 2012). Las infecciones en las primeras etapas del crecimiento de los cultivos frecuentemente producen daños severos en las plantas que acarrea pérdidas de rendimiento (Culbreath *et al.*, 2003). En la actualidad se han identificado más de 31 especies de orthospovirus (Olaya *et al.*, 2019). En Argentina, además de TSWV se han identificado los siguientes orthospovirus: *Groundnut ringspot virus* (GRSV), *Tomato chlorotic spot virus* (TCSV), *Impatiens necrotic spot virus* (INSV) e *Iris yellow spot virus* (IYSV) (López Lambertini, 2011). La distribución y prevalencia de las especies de orthospovirus varía en diferentes áreas como por ejemplo en América del Sur (Nagata *et al.* 1995), India (Kunkalikalikar *et al.* 2011) y Argentina (Williams, 2001). En Argentina se ha determinado que el TSWV es el agente causal en papa en la región productora de Buenos Aires (Delle Coste, 1947 en Fernández Valiela, 1949), y en Mendoza por Pontis y Feldman (1962), y el GRSV en Tucumán (Ramallo *et al.*, 2005) y en Córdoba (Viotti *et al.*, 2010).

Los virus que infectan plantas muestran variación en su composición genética, modo de transmisión y síntomas de la enfermedad (Islam *et al.*, 2017). Muchas especies de virus de familias estrechamente relacionadas muestran una alta tasa de mutación y puede haber recombinación o intercambio de componentes genéticos entre estas especies relacionadas, aumentando así las posibilidades de diversidad genética y agresividad en sus cepas (García-Arenal *et al.*, 2001). Además, dos o más virus pueden infectar una sola planta, exhibiendo efectos sinérgicos o antagónicos entre los virus (Moreno y López-Moya 2020; Syller, 2012). El conocimiento sobre las virosis de papa presentes en una región es la primera información necesaria para diseñar medidas de manejo de las enfermedades ocasionan por virus ya que no hay productos antivirales aprobados o confiables disponibles comercialmente (Schreinemachers *et al.*, 2015).

Hipótesis

1. Existe una distribución diferencial de virus de papa en Argentina y América del Sur.

2. La diversidad de especies virales presentes en el cultivo de papa en la región productora del Sudeste Bonaerense es similar a las relevadas en otras regiones de Argentina.

Objetivos

1. Comparar la diversidad de especies de virus que infectan papa y su distribución en América del Sur, Argentina y en el Sudeste Bonaerense.

1.2. Materiales y Métodos

1.2.1 Revisión sistemática de publicaciones de virus que infectan papa

Se realizó una revisión bibliográfica sistemática utilizando los reportes de detección de virus que infectan papa en América del Sur: Argentina, Brasil, Bolivia, Chile, Colombia, Ecuador, Perú y Venezuela desde 1960 a 2020. La búsqueda de los estudios primarios se realizaron en bases de datos electrónicas: Science Direct, Scopus, Pubmed, Scielo, JSTOR, Red de Revistas Científicas de América Latina y Caribe, España y Portugal "Redalyc", Springerlink, Wiley Online, Google y Google Scholar utilizando los términos de búsqueda (Potato virus) y (Incidence or Characterization) y (Argentina) y (América del Sur). No se aplicaron restricciones con respecto al idioma y la fecha de publicación; la última búsqueda se realizó el 24 de octubre de 2020. Para la revisión bibliográfica exhaustiva de Argentina se realizaron búsquedas en actas de Congresos y en el Atlas Fitopatológico de la Argentina (Melegari *et al.*, 2020). También, se incluyeron búsquedas manuales adicionales de colecciones de autores de publicaciones relevantes y literatura gris. Se obtuvieron 4.710 estudios primarios que mencionaron virus de papa. A través del gestor bibliográfico Zotero se realizó la unificación de los estudios primarios obtenidos de las bases electrónicas, así como la eliminación de las referencias duplicadas, excluyendo 1849 estudios primarios. Los estudios primarios se filtraron en función de sus títulos (568 estudios primarios) y se eliminaron las referencias no relacionadas con América del Sur. Se leyeron los resúmenes de los trabajos que pasaron el filtrado del título, si la información del resumen no fue suficiente para evaluar si incluir o eliminar el estudio primario, se procedió a examinar el archivo de texto completo en formato PDF. Las publicaciones de texto completo se examinaron de acuerdo al siguiente criterio de inclusión: 1.- si contenía datos sobre cualquier resultado de detección de virus en el

cultivo de papa, 2.- si contenía datos sobre la identificación, detección, incidencia, prevalencia o distribución de virus de papa.

1.2.2. Análisis comparativo de las especies virales y su distribución

A partir de los reportes primarios se registró en un archivo de datos la información de referencia sobre el nombre del autor, el título y el año de publicación. De las publicaciones incluidas, se extrajeron datos sobre el país y el área de estudio (distritos, provincia, región), año de muestreo, especie de virus relevada, tipo de cultivo de papa relevado (*Solanum tuberosum* L., *Solanum tuberosum* subsp. *andigena*, *Solanum phureja*), número de muestras analizadas, tipo de muestras recolectadas, método de diagnóstico utilizado, número de detecciones. Todos los datos se registraron en una hoja de cálculo de Excel (Microsoft Corp., Redmond, Washington, EE. UU.). Con estos datos se determinó el número total de reportes para cada virus. El número de detecciones de cada virus que han sido estudiadas y que infectan los cultivos de papa de Argentina y América del Sur fueron estimadas a partir de las publicaciones relevadas en este trabajo. Para graficar la frecuencia de cada virus y su distribución en Argentina y América del Sur se realizaron diagramas de Venn donde el tamaño del acrónimo del virus representa la cantidad de detecciones del mismo.

1.3. Resultados

En la literatura seleccionada de América del Sur desde 1960 al 2020 se relevaron 117 estudios primarios para virosis de papa. En 1960 fue el primer reporte de virus de papa y hace referencia a la presencia de PLRV en Argentina donde este virus ocasiona problemas de brotación, crecimiento desigual, plantas de menor tamaño y reducción del rendimiento (Valiela *et al.* 1960). El segundo reporte correspondió al trabajo de 1966 que determinó la ocurrencia y distribución del PVY, PVX, PVS y Andean potato latent virus (APLV) en distintas localidades de Colombia, Perú y Bolivia en los Andes tropicales (Gibbs *et al.*; 1966). El mayor número de publicaciones de virus de papa en América del sur correspondió al 2013 y 2016 (Figura 2). Las publicaciones por cada país de América del Sur fueron para Venezuela 2, Bolivia 4, Chile 4, Ecuador 10, Brasil 28, Perú 31 y Colombia 47. No se encontraron citas de Paraguay ni de Uruguay en los buscadores.

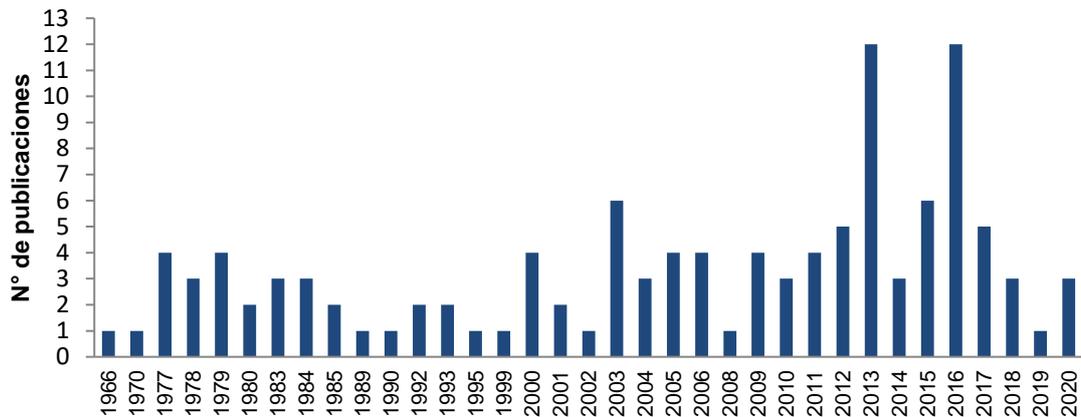


Figura 1. Número de publicaciones por año incluidas en la revisión bibliográfica sistemática de virus que infectan al cultivo de papa en América del Sur (excluida reportes de Argentina) desde 1966 a 2020.

En tanto que la cantidad total de estudios primarios seleccionados según los criterios de búsqueda que conformaron la base de datos para Argentina en un período que comprende de 1960 al 2020 fue de 32. En 40 años, desde 1960 al 1999, se registraron solo 9 publicaciones de virosis de papa en Argentina (Figura 1). Luego, de este periodo se recopiló el mayor número de publicaciones siendo el 2005 el año con mayor número de citas (Figura 1). Se encontraron reportes de virus pertenecientes a Catamarca, San Luis y Tierra del Fuego a pesar de poseer reducida superficie destinada al cultivo de papa y no ser consideradas como las principales regiones productoras en Argentina se incluyeron en el presente trabajo.



Figura 2. Número de publicaciones por años incluidas en la revisión bibliográfica sistemática de los virus que infectan al cultivo de papa en Argentina desde 1960 a 2020.

En América del Sur, se detectaron 34 especies virales reportadas que se agrupan en 11 familias conocidas y 17 géneros. Los potyvirus y los begomovirus son los géneros con mayor número de especies en América del Sur los cuales son transmitidos

por áfidos y mosca blanca respectivamente (Tabla 1). El país con mayor número de virus informados fue Perú con 22 especies reportadas, seguidos de Colombia y Ecuador con 15 especies. En cuarto lugar se encuentra Argentina con 12 virus y luego Brasil con 10 virus (Figura 3). Se identificó que PVY, PLRV, PVS y PVX poseen una distribución global en América del sur (Figura 3). Además se identificó que otros virus poseen una distribución geográfica diferencial por país de América del Sur. Perú posee el mayor número de especies virales reportadas, de las cuales *Potato aucuba mosaic virus* (PAMV), *Potato black ringspot nepovirus* (PBRV), *Potato virus T* (PVT), *Potato virus U* (PVU), *Solanum apical leaf curl virus* (SALCV), *Virus SB-41* (SB41) y *Wild potato mosaic virus* (WPMV) solo se encuentran en este país. En Colombia sólo se reportaron los virus PYMV, BPEV, SbV2, CPSbV. Cabe destacar que de las publicaciones analizadas se determinó que Perú y Colombia comparten el mayor número de virus de papa (10 virus) (Figura 3). Mientras que APLV, *Andean potato mottle virus* (APMoV), *Andean potato mild mottle virus* (APMMV), *Potato yellow vein virus* (PYVV) y *Potato virus V* (PVV) infectan especies de papa andinas que se cultivan en zonas de montaña de Los Andes de Bolivia, Perú, Colombia y Ecuador. ToMV solo se reportó en Ecuador. Tomato severe rugose virus (ToRSV) se reportó solo en Brasil mientras que PVV y TCSV solo en Argentina (Figura 3). Argentina comparte con Brasil los siguientes nueve virus: PVY, PLRV, PVX, PVS, APMoV, ToYVSV, GRSV, TSWV y PVP aunque cada país tiene su raza específica. En tanto que Argentina comparte con Chile PVY, PVX, PVS y *Potato virus M* (PVM) aunque no hay reportes del PLRV para este país. El PVM fue citado en Ecuador además de Chile y Argentina. Con Bolivia, Argentina comparte los cuatro virus de distribución global PVY, PLRV, PVX y PVS (Figura 3).

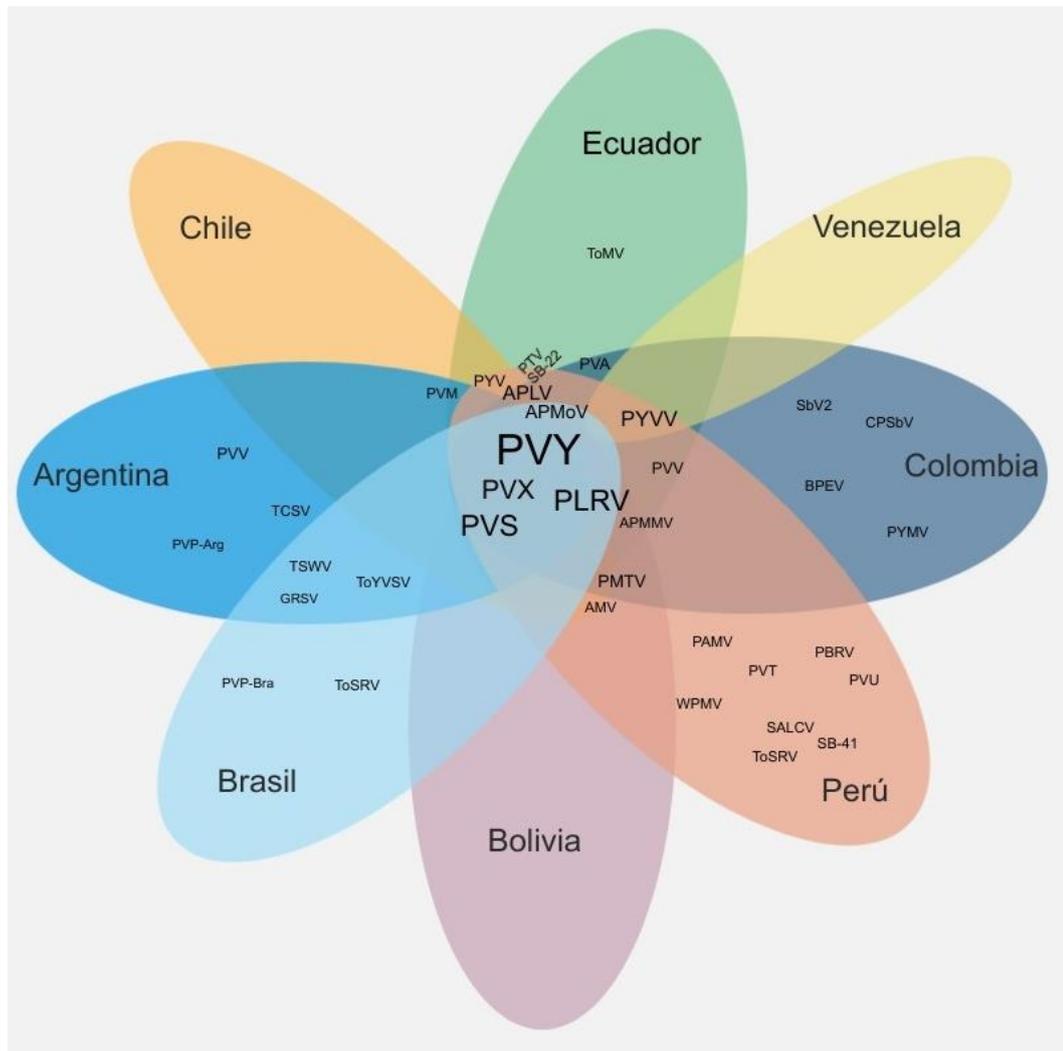


Figura 3. Frecuencia y distribución de la ocurrencia de los virus que infectan papa en Argentina y América del Sur. El tamaño del acrónimo del virus se corresponde número total de reportes y los países donde fue citado. Diagrama de Venn de la ocurrencia geográfica de las publicaciones relevadas (1960 al 2020) por país en América del Sur. PVY: Potato virus Y, PVX: Potato virus X, PVA: Potato virus A, PVM: Potato virus M, PVS: Potato virus S, PLRV: Potato leafroll virus, APLV: Andean potato latent virus, APMoV: Andean potato mottle virus, PMTV: Potato mop-top virus, AMV: Alfalfa mosaic virus, PYV: Potato yellowing virus, SB-22: Virus Sb-22, PVV: Potato virus V, PTV: Perú tomato virus, ToSRV: Tomato severe rugose virus, PYV: Potato yellowing virus, SB-41: Virus SB-41, PYVV: Potato yellow vein virus, PBRD: Potato black ringspot nepovirus, PVT: Potato virus T, WPMV: Wild potato mosaic virus, ToVSV: Tomato yellow vein streak virus, PVU: Potato virus U, SALCV: Solanum apical leaf curl virus, CPSbV: Colombian potato soil-borne virus, SbV2: Soil-borne virus 2, ToMV: Tomato mosaic virus, PYMV: Potato yellow mosaic virus, PAMV: Potato aucuba mosaic virus, APMMV: Andean potato mild mottle virus, PDMV: Potato deforming mosaic virus, ToYVSV: Tomato yellow vein streak virus, PRDV: Potato rough dwarf virus, PVP: Potato virus P, GRSV: Groundnut ringspot virus, TCSV: Tomato chlorotic spot virus, TSWV: Tomato spotted wilt virus.

Tabla 1. Virus por género y familia afectando el cultivo de papa citados en los países de América del Sur en la bibliografía en el periodo 1966 -2020 compilados en la revisión sistemática

Familia	Género	Virus	Argentina	Bolivia	Brasil	Colombia	Chile	Ecuador	Perú	Venezuela	Publicaciones
Alphaflexidae	Potexvirus	PVX	x	x	x	x	x	x	x		Pontis y Feldman (1962); Gibbs <i>et al.</i> (1966); Abad (1979); Guerrero Guerrero y Martínez Lopez (1980); Corzo <i>et al.</i> (1989); Bertschinger <i>et al.</i> (1990); Feigelstock <i>et al.</i> (1995); Bertschinger <i>et al.</i> (1995); Valkonen (1992); Fankhauser (2000); Salazar <i>et al.</i> (2000); Nacimiento <i>et al.</i> (2003); Clausen <i>et al.</i> (2005); Montial <i>et al.</i> (2005); Silva <i>et al.</i> (2005); Picca y Porcel (2008); Viotti <i>et al.</i> (2008); Vásquez <i>et al.</i> (2006); Ávila <i>et al.</i> (2009); de Haan (2009); Scurrah <i>et al.</i> (2009); Guzmán <i>et al.</i> (2010); Galvino-Costa <i>et al.</i> (2012); Gil Ramírez <i>et al.</i> (2012); Gil Ramírez <i>et al.</i> (2013b); Martínez <i>et al.</i> (2014); García Ruíz <i>et al.</i> (2015); López <i>et al.</i> (2015); Pérez Barrera (2015); Espinillo (2016); García Ruíz <i>et al.</i> (2016); Bertschinger <i>et al.</i> (2017); Navarrete <i>et al.</i> (2017); Sierra Mejía <i>et al.</i> (2020); INASE (2013, 2016, 2018 y 2020)
		PAMV								x	Abad (1979); Vásquez <i>et al.</i> (2006)
Betaflexiviridae	Carlavirus	PVS	x	x	x	x	x	x	x		Gibbs <i>et al.</i> (1966); Abad; (1979); Delhey (1981); Corzo <i>et al.</i> (1989); Bertschinger <i>et al.</i> (1990); Valkonen (1992); Fankhauser (2000); Nacimiento <i>et al.</i> (2003); Clausen <i>et al.</i> (2005); Montial <i>et al.</i> (2005); Vásquez <i>et al.</i> (2006); Viotti <i>et al.</i> (2008); Picca y Porcel (2008); Ávila <i>et al.</i> (2009); Scurrah <i>et al.</i> (2009); Guzmán <i>et al.</i> (2010); de Geraldino Duarte <i>et al.</i> (2012); Galvino-Costa <i>et al.</i> (2012); Gil Ramírez <i>et al.</i> (2013ayb); Gutiérrez <i>et al.</i> (2013); Pérez Barrera (2015); Vallejo <i>et al.</i> (2016); INASE, (2018); Santillan <i>et al.</i> (2018); Sierra Mejía <i>et al.</i> (2020)
		PVM	x				x	x			Delhey (1981); Valkonen (1992); Clausen <i>et al.</i> (2005); Vásquez <i>et al.</i> (2006); Navarrete <i>et al.</i> (2017)
		PVP	x		x						
	Tepovirus	PVT								x	Salazar y Harrison (1977); Salazar y Harrison (1978a); Abad y Fribourg (1980); Lizárraga <i>et al.</i> (2000); Vásquez <i>et al.</i> (2006); Adams <i>et al.</i> (2018)
Bromoviridae	Ilarvirus	PYV					x	x	x		Valkonen (1992); Salazar (2006ayb); Scurrah <i>et al.</i> (2009); Silvestre <i>et al.</i> (2011); Silvestre <i>et al.</i> (2020)
	Alfamovirus	AMV					x		x		Valkonen (1992); Salazar <i>et al.</i> (2000)

Closteroviridae	Crinivirus	PYVV		x		x	x	x	Fankhauser (2000); Salazar <i>et al.</i> (2000); Gúzman <i>et al.</i> (2006); Salazar (2006ayb); Franco-Lara <i>et al.</i> (2013); Gil Ramírez <i>et al.</i> (2013b); Guzmán-Barney <i>et al.</i> (2012 y 2013); Hernández y Guzmán <i>et al.</i> (2013); Chaves-Bedoya <i>et al.</i> (2014); Villamil-Garzón <i>et al.</i> (2014); Osorio <i>et al.</i> (2016); Cuadros <i>et al.</i> (2017); Navarrete <i>et al.</i> (2017); Calderón <i>et al.</i> (2019); Sierra Mejía <i>et al.</i> (2020); Rodríguez <i>et al.</i> (2015)
Geminiviridae	Begomovirus	ToSRV		x				x	Fribourg (1977); Souza-Diaz <i>et al.</i> (2008)
		SALCV						x	Hooker y Salazar (1983); Hooker <i>et al.</i> (1985)
		ToYVSV	x		x				Calderoni <i>et al.</i> (1962); Delhey, Khier-Delhey <i>et al.</i> (1981); Daniels y Castro (1985); Ribeiro <i>et al.</i> (2005); Ribeiro <i>et al.</i> (2006); Bernis (2007); Bernis <i>et al.</i> (2007)
Luteoviridae	Poleovirus	PYMV						x	Morales <i>et al.</i> (2001)
		PLRV	x	x	x	x	x	x	Fernández Valiela (1960); Gibbs <i>et al.</i> (1966); Cupertino y Costa (1970); Rodriguez Jones (1978); Delhey (1981); Guerrero Guerrero y Martínez Lopez (1980); Hooker <i>et al.</i> (1985); Corzo <i>et al.</i> (1989); Bertschinger <i>et al.</i> (1990); Bertschinger <i>et al.</i> (1995); Caldiz <i>et al.</i> (1999); Souza-Dias <i>et al.</i> (1999); Fankhauser (2000); Salazar <i>et al.</i> (2000); Daniels <i>et al.</i> 2002; Nascimento <i>et al.</i> (2003); Daniels y Pereira (2004); Clausen <i>et al.</i> (2005); Vásquez <i>et al.</i> (2006); Picca y Porcel (2008); Viotti <i>et al.</i> (2008); Ávila <i>et al.</i> (2009); de Haan (2009); Scurrah <i>et al.</i> (2009); Costa <i>et al.</i> (2010); Guzmán <i>et al.</i> (2010); Gil Ramírez <i>et al.</i> (2011a); Galvino-Costa <i>et al.</i> (2012); Conci <i>et al.</i> (2013); Gil Ramírez <i>et al.</i> (2013b); Pérez Barrera (2015); Martínez <i>et al.</i> (2014); Picca <i>et al.</i> (2015); Espinillo (2016); Mesa Medina <i>et al.</i> (2016); Barrios Barón <i>et al.</i> (2017); Bertschinger <i>et al.</i> (2017); Salvalaggio <i>et al.</i> (2017); Espinoza <i>et al.</i> (2017); Navarrete <i>et al.</i> (2017); Sierra Mejía <i>et al.</i> (2020); Sierra <i>et al.</i> (2020); INASE (2013; 2016 y 2020)
Bunyaviridae	Orthospovirus	TSWV	x		x				Pontis y Feldman (1962); Nisbet <i>et al.</i> (2006); Carrizo <i>et al.</i> (2010); Jacobsen <i>et al.</i> (2013); Lima y Michereff (2016); Salvalaggio <i>et al.</i> (2017)
		GRSV	x		x				Ramallo <i>et al.</i> (2005); Souza-Dias <i>et al.</i> (2008); Viotti <i>et al.</i> (2010)
		TCSV	x						Gracia <i>et al.</i> (1999)

Potyviridae	Potyvirus	PVY	x	x	x	x	x	X	x	Pontis y Feldman (1962); Gibbs <i>et al.</i> (1966); Cupertino y Costa; 1970; Abad; (1979); Guerrero Guerrero y Martinez Lopez (1980); Delhey (1981); Corzo <i>et al.</i> (1989); Bertschinger <i>et al.</i> (1990); Bertschinger <i>et al.</i> (1995); Caldiz; (1999); Daniels (2000; 2002); Fankhauser (2000); Inoue-Nagata <i>et al.</i> (2001); Nascimiento <i>et al.</i> (2003); Clausen <i>et al.</i> (2005); Fonseca <i>et al.</i> (2005); Vásquez <i>et al.</i> (2006); Picca y Porcel (2008); Viotti <i>et al.</i> (2008); Ávila <i>et al.</i> (2009); Dusi <i>et al.</i> (2009); de Haan; (2009); Scurrah <i>et al.</i> (2009); Costa <i>et al.</i> (2010), Figueira <i>et al.</i> (2010), Guzmán <i>et al.</i> (2010); Gil Ramírez, Cotes Torres <i>et al.</i> (2011); Galvino-Costa <i>et al.</i> (2012); Gil Ramírez <i>et al.</i> (2013b); Conci <i>et al.</i> (2013); Henao-Díaz <i>et al.</i> (2013); Villamil-Garzón <i>et al.</i> (2014); Martínez <i>et al.</i> (2014); López <i>et al.</i> (2015); Medina Cárdenas <i>et al.</i> (2015); Pérez Barrera (2015); Picca <i>et al.</i> (2015); Alves (2016); Muñoz Escudero <i>et al.</i> (2016); Espinillo (2016); Bertschinger <i>et al.</i> (2017); Colativa <i>et al.</i> (2017); Salvalaggio <i>et al.</i> (2017); Espinoza <i>et al.</i> (2017); Navarrete <i>et al.</i> (2017); Riascos Chica <i>et al.</i> (2017); Sierra Mejía <i>et al.</i> (2020); Sierra <i>et al.</i> (2020); INASE (2013, 2016 y 2020).			
		PVV	x					X	x	Spetz <i>et al.</i> (2003); Clausen <i>et al.</i> (2005); Gutiérrez <i>et al.</i> (2016); Insuasti <i>et al.</i> (2016); Vásquez <i>et al.</i> (2006); Riascos Chica <i>et al.</i> (2017); Álvarez Yepes <i>et al.</i> (2016); Sierra Mejía <i>et al.</i> (2020)			
		PVA				x			X	Vásquez <i>et al.</i> (2006); Navarrete <i>et al.</i> (2017); Riascos Chica <i>et al.</i> (2017)			
		PTV							X	x	Spetz <i>et al.</i> (2003); Melgarejo <i>et al.</i> 2004		
		WPMV									x	Spetz y Valkonen (2003); Jones and Fribourg; (1979)	
		BPEV										x	Sierra Mejía <i>et al.</i> (2020)
		APMoV	x			x	x		X	x	Fribourg (1977); Abad; (1979); Fribourg <i>et al.</i> (1979); Salazar y Harrison (1978b); Ávila (1983); Ávila, Salazar y Daniels (1984); Ávila <i>et al.</i> (1984); Costa y Ávila (1984); Corzo <i>et al.</i> (1989); Bertschinger (1990); Bertschinger <i>et al.</i> (1990); Shindo <i>et al.</i> (1992); Brioso <i>et al.</i> (1993); Krengiel <i>et al.</i> (1993); Bertschinger <i>et al.</i> ((1995)); Clausen <i>et al.</i> (2005); Vásquez <i>et al.</i> (2006); de Haan (2009); Scurrah <i>et al.</i> (2009); Pérez Barrera (2015); Navarrete <i>et al.</i> (2017); Bertschinger <i>et al.</i> (2017)		
Secoviridae	Nepovirus	PVU								x	Jones <i>et al.</i> (1983); Adams <i>et al.</i> (2018)		
		PBRV									x	Salazar; 1977	
		ToRSV				x					x	Fribourg (1977); Souza-Diaz <i>et al.</i> (2008)	
Tymoviridae	Tymovirus	APLV	x			x	x	X	x	Jones y Gibbs <i>et al.</i> (1966); Fribourg (1977); Abad (1979); Corzo <i>et al.</i> (1989); Bertschinger <i>et al.</i> (1990); Valkonen (1992); Pérez Barrera (2015); Navarrete <i>et al.</i> (2017); Koenig <i>et al.</i> (1979); Koenig y Ziebell (2013); Kreuze <i>et al.</i> (2013)			
		APMMV	x			x		X	x	Koenig y Ziebell (2013); Kreuze <i>et al.</i> (2013)			

Vigaviridae	Pomovirus	PMTV	x	x	x	Salazar; (2006ayb); Vásquez <i>et al.</i> (2006); de Haan (2009); Gil Ramírez, Gutiérrez <i>et al.</i> (2011); Andrade Molina <i>et al.</i> (2012); García Bastidas <i>et al.</i> (2013); Osorio <i>et al.</i> (2013); Pérez Barrera (2015); Gil <i>et al.</i> (2016); Peña <i>et al.</i> (2016)				
		CPSbV	x			Gil <i>et al.</i> (2016)				
		SbV2	x			Gil <i>et al.</i> (2016)				
	Tobamovirus	ToMV			X	Espinoza <i>et al.</i> (2017)				
No caracterizado		SB-22			X	x	Bertschinger; (1990); Bertschinger <i>et al.</i> (1990); Tenorio <i>et al.</i> (2003); Insuasti <i>et al.</i> (2016)			
		SB41				x	Salazar; (2006ayb)			
Número total de virus informados en cada país			12	6	10	15	8	15	22	1

PVY: Potato virus Y, PVX: Potato virus X, PVA: Potato virus A, PVM: Potato virus M, PVS: Potato virus S, PLRV: Potato leafroll virus, APLV: Andean potato latent virus, APMoV: Andean potato mottle virus, PMTV: Potato mop-top virus, AMV: Alfalfa mosaic virus, PYV: Potato yellowing virus, SB-22: Virus Sb-22, PVV: Potato virus V, PTV: Perú tomato virus, ToSRV: Tomato severe rugose virus, PYV: Potato yellowing virus, SB-41: Virus SB-41, PYVV: Potato yellow vein virus, PBRD: Potato black ringspot nepovirus, PVT: Potato virus T, WPMV: Wild potato mosaic virus, ToVSV: Tomato yellow vein streak virus, PVU: Potato virus U, SALCV: Solanum apical leaf curl virus, CPSbV: Colombian potato soil-borne virus, SbV2: Soil-borne virus 2, ToMV: Tomato mosaic virus, PYMV: Potato yellow mosaic virus, PAMV: Potato aucuba mosaic virus, APMoV: Andean potato mild mottle virus, PDMV: Potato deforming mosaic virus, ToYVSV: Tomato yellow vein streak virus, PRDV: Potato rough dwarf virus, PVP: Potato virus P, GRSV: Groundnut ringspot virus, TSWV: Tomato spotted wilt virus.

Las 12 especies de virus de papa reportadas en Argentina pertenecen a 7 géneros (Tabla 2 y Figura 4). Las regiones productoras de papa con mayor número de especies virales son Buenos Aires y Jujuy con 7 especies virales reportadas. Luego, se destaca Córdoba y Mendoza con 6 especies y Tucumán con 5 especies virales. PVY y PLRV fueron informados en todas las regiones productoras de papa de Argentina (Figura 4).

En la región productora de papa de Buenos Aires solo se identificó a PVP (o localmente denominado como PRDV). Los orthotospovirus presentan una distribución diferencial por región productora de papa en Argentina. El TSWV se lo identificó en Buenos Aires y Mendoza, el GRSV en Córdoba y Tucumán mientras que al TCSV solo se lo reportó en Mendoza (Figura 4). APMoV, PVV y PVM que infectan especies de papa andina solo se reportaron en la región productora de Jujuy (Figura 4).

El PVS se identificó en Buenos Aires, Córdoba, Jujuy y Mendoza siendo Tucumán la región donde no hay reportes de este virus. El PVX se detectó en Buenos Aires, Córdoba, Tucumán y Jujuy siendo Mendoza la región productora sin reportes de este virus (Figura 4). Mientras que el begomovirus ToYVSV fue citado en Córdoba y en Buenos Aires (localmente denominado PDMV).

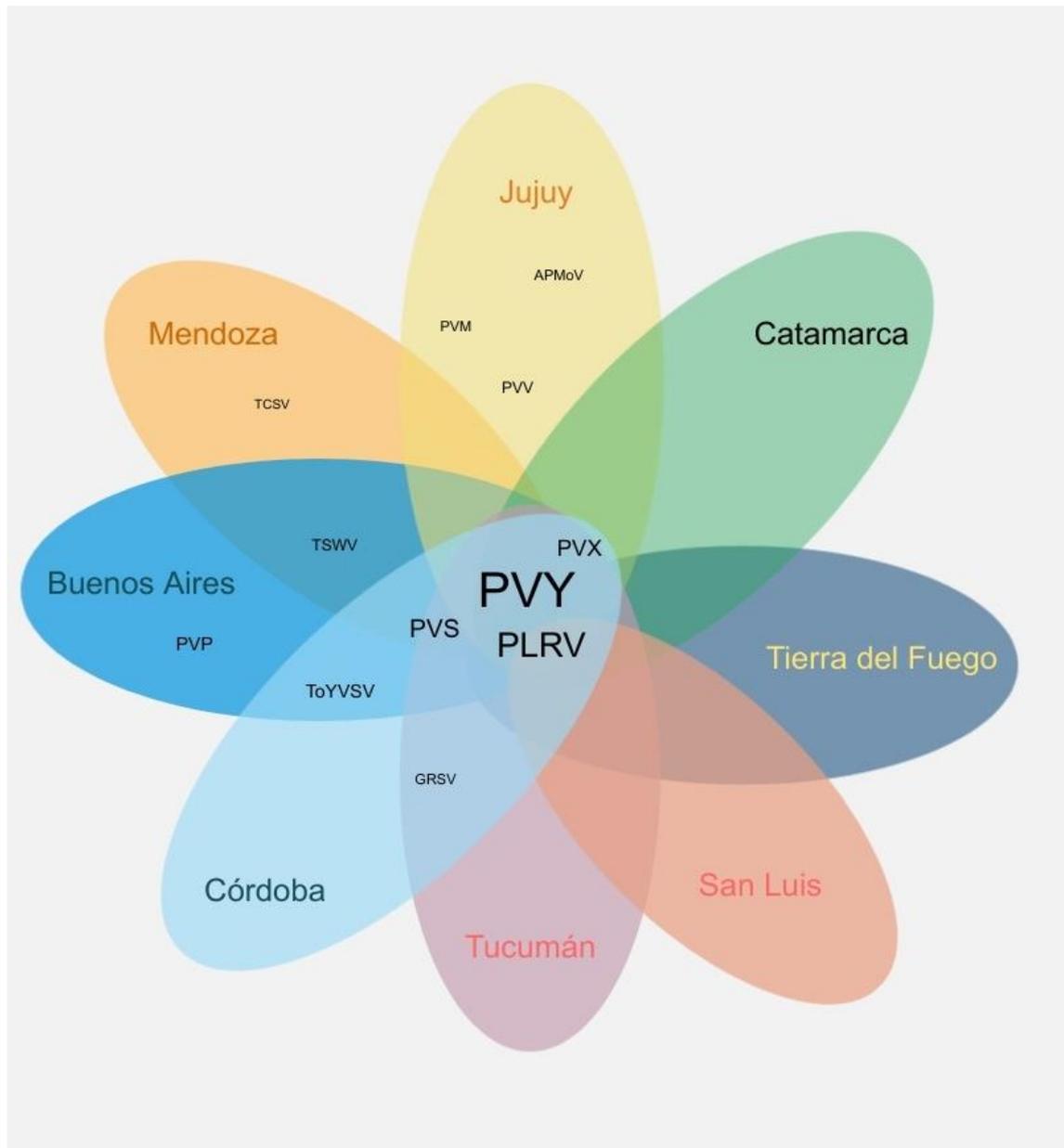


Figura 4. Frecuencia y distribución de la ocurrencia de los virus que infectan papa en Argentina (1960 al 2020). El tamaño del acrónimo del virus se corresponde número total de reportes y las provincias donde fue citado. TSWV (Tomato spotted wilt virus), ToYVSV (Tomato yellow vein streak virus), TCSV (Tomato chlorotic spot virus), PVY (Potato virus Y), PVX (Potato virus X), PVV (Potato virus V), PVS (Potato virus S), PVP-Arg (Potato virus P - raza argentina), PVM (Potato virus M), PLRV (Potato leafroll virus), GRSV (Groundnut ringspot virus) y APMoV (Andean potato mottle virus).

Tabla 2. Virus por género y familia citados afectando el cultivo de papa en la en la bibliografía Argentina en el periodo 1960 -2020 compilados en la revisión sistemática.

Género	Familia	Virus	Publicaciones
Begomovirus	Geminiviridae	ToYVSV = PDMV	Calderoni <i>et al.</i> (1962); Delhey, Khier-Delhey <i>et al.</i> (1981); Bernis (2007); Bernis <i>et al.</i> (2007)
Carlavirus	Betaflexiviridae	PVP- Arg (PRDV)	Massa <i>et al.</i> (2005 y 2006); Nisbet <i>et al.</i> (2006)
		PVM	Delhey (1981); Clausen <i>et al.</i> (2005)
		PVS	Delhey (1981); Clausen <i>et al.</i> (2005); Montial <i>et al.</i> (2005); Viotti <i>et al.</i> (2008); Picca y Porcel (2008); INASE (2018).
Comovirus	Secoviridae	APMoV	Clausen <i>et al.</i> (2005)
Poleovirus	Luteoviridae	PLRV	Fernández Valiela (1960); Delhey. (1981); Caldiz <i>et al.</i> (1999); Clausen <i>et al.</i> (2005); Viotti <i>et al.</i> (2008); Picca y Porcel (2008); Conci <i>et al.</i> (2013); Martínez <i>et al.</i> (2014); Picca <i>et al.</i> (2015); Espinillo (2016); Barrios Barón <i>et al.</i> (2017); Salvalaggio <i>et al.</i> (2017); INASE (2013; 2016 y 2020)
Potexvirus	Alphaflexidae	PVX	Pontis y Feldman (1962); Feigelstock <i>et al.</i> (1995); Clausen <i>et al.</i> (2005); Montial <i>et al.</i> (2005); Picca y Porcel (2008); Viotti <i>et al.</i> (2008); Martínez <i>et al.</i> (2014); Espinillo (2016); INASE (2013, 2016, 2018 y 2020)
Potyvirus	Potyviridae	PVV	Clausen <i>et al.</i> 2005
		PVY	Pontis y Feldman (1962); Delhey (1981); Caldiz (1999); Clausen <i>et al.</i> (2005); Picca y Porcel (2008); Viotti <i>et al.</i> (2008); Conci <i>et al.</i> (2013); Martínez <i>et al.</i> (2014); Picca <i>et al.</i> (2015); Espinillo (2016); Colativa <i>et al.</i> (2017); Salvalaggio <i>et al.</i> (2017); INASE (2013, 2016 y 2020).
Orthospovirus	Bunyaviridae	GRSV	Ramallo <i>et al.</i> (2005); Viotti <i>et al.</i> (2010)
		TCSV	Gracia <i>et al.</i> (1999)
		TSWV	Pontis y Feldman (1962); Nisbet <i>et al.</i> (2006); Carrizo <i>et al.</i> (2010); Jacobsen <i>et al.</i> (2013); Salvalaggio <i>et al.</i> (2017)

ToYVSV: Tomato yellow vein streak virus = PDMV: Potato deforming mosaic virus, PVP: Potato virus P = PRDV: Potato rough dwarf virus, PVM: Potato virus M, PVS: Potato virus S, APMoV: Andean potato mottle virus, PLRV: Potato leafroll virus, PVX: Potato virus X, PVV: Potato virus V, PVY: Potato virus Y, GRSV: Groundnut ringspot virus, TCSV: Tomato chlorotic spot virus, TSWV: Tomato spotted wilt virus.

1.4. Discusión

En la figura 1 se observa que el 2005 fue el año con mayor número de reportes para virus de papa en Argentina. En los reportes se hace mención que se identificó por primera vez al GRSV infectando cultivos de papa comerciales en Tucumán, se determinó la secuencia genómica del PRDV, se informó la incidencia del PVS en la Quebrada de Humahuaca y se citó la presencia del PVS, PVY, PVX, PLRV, PVV, APMoV y PVM en papa de cultivares andinos y en especies silvestres (Ramallo *et al.*, 2005, Montial *et al.*, 2005, Clausen *et al.*, 2005, Massa *et al.*, 2005).

En este estudio, se determinó que PVY está ampliamente distribuido en todas las regiones productoras de papa en América del sur y Argentina (Figura 3 y 4). PVY posee varias razas, pero en de los muchos reportes de PVY analizados no se detalla la raza. En Argentina, hay citas del PVY^N (necrotic strain) y PVY^O (ordinary o common strain) que han coexistido históricamente en los campos de producción de papa, aunque PVY^N posee mayor prevalencia (Butzonitch *et al.*, 1996). A partir de 1996 se observaron síntomas necróticos en tubérculos de papa, y posteriormente fue confirmada la presencia de PVY^{NTN} (N-tuber necrosis) por análisis molecular (Colavita, 2010). Además, se identificaron aislamientos de PVY recombinantes entre las razas PVY^N y PVY^O (Colavita *et al.*, 2017). En otros países de América del Sur también se han informado la presencia de recombinantes, en Brasil de PVY^{NTN} y PVY^{N:O/N,WI} (Galvino-Costa, Figueira, Rabelo-Filho *et al.*, 2012) y en Colombia de PVY^{NTN} y PVY^{NE-11} (Henao-Díaz *et al.*, 2013; Muñoz *et al.*, 2016). La aparición en Argentina y América del Sur de PVY recombinantes podrían causar cambios en la sintomatología, la virulencia, y el posibilidad del quiebre de la resistencia en las variedades de papa frente a las nuevas variantes de este virus (Chare y Holmes, 2006; Galvino-Costa, Figueira, Camargos *et al.*, 2012; Henao-Díaz *et al.*, 2013).

PLRV posee una amplia distribución América del Sur y en Argentina (Figura 3 y 4), aunque hay antecedentes sobre una notable reducción de la incidencia en los últimos años a nivel mundial (Kreuze *et al.*, 2020). También en Argentina, se observó una reducción en los reportes para el PLRV del programa de fiscalización del INASE (INASE, 2013, 2016). Esta misma situación de disminución de la incidencia de PLRV se reportó en Brasil (Villela *et al.*, 2017). Esta reducción global de PLRV se podría explicar por un lado a la acción eficiente de los insecticidas para el control de los

áfidos vectores debido a que su transmisión con tiempos de adquisición y transmisión largos. También han contribuido a la reducción de la incidencia de PLRV el uso de semilla de sanidad controlada y el empleo de variedades con tolerancia o resistencia a esta virosis (Thomas *et al.*, 2000; Ummad-ud-Din *et al.*, 2011). Hay reportes sobre cierta variabilidad relacionada con cambios de severidad en la expresión de los síntomas (Guyader y Ducray, 2002; Kreuze *et al.*, 2020). Sin embargo en Argentina, en los reportes analizados no hay citas sobre la presencia de razas del PLRV.

PVS se detectó en cultivo de papa en los valles de Jujuy (Montial y Bejarano, 2011; Clausen *et al.*, 2005) y en el sudeste Bonaerense (Delhey, 1981). Sin embargo, en la región del Sudeste Bonaerense se logró erradicar PVS gracias a la aplicación de medidas sanitarias como el uso de semilla fiscalizada, la desinfección de las herramientas durante el trozado de la papa semilla, el empleo de plantadoras de cangilones (que evitan la transmisión por contacto entre los cortes) y el monitoreo y control de los áfidos vectores (Viotti *et al.*, 2008; INASE, 2013, 2018). En 2009 INASE a través de la Resolución N°000007/2009 suprimió la determinación de PVS para la papa-semilla producida en las zonas diferenciadas de Argentina y sólo se realizan determinaciones para la semilla básica y para materiales de origen extranjero. En contraposición, PVS presenta una incidencia elevada en el resto de los países de América del Sur de acuerdo a los reportes de Santillan *et al.* (2018) en Bolivia, a Ávila *et al.* (2009) en Brasil, a Valkonen *et al.* (1992) en Chile, a Gil *et al.* (2013), Gutierrez *et al.* (2012 y 2013) y Gutiérrez-Sánchez (2014) en Colombia, a Fankhauser (2000) en Ecuador, a Gibbs *et al.* (1966); Abad (1979) y Pérez Barrera *et al.* (2015) y en Perú a Salazar *et al.* (2000) y Osorio *et al.* (2016) en Venezuela. En la región andina de Colombia se han determinado dos razas de PVS, denominadas PVS^O (Ordinaria) y PVS^A (Andina), que representan dos linajes genéticos divergentes (Vallejo *et al.*, 2016). Santillan *et al.* (2018), también detectaron recombinantes de esas razas. En los reportes recopilados de Argentina no hay mención sobre la presencia de síntomas diferenciales que dieran indicios sobre la presencia de razas de este virus.

PVX fue el tercero en América del Sur respecto al número de reportes, y en Argentina ocupa el cuarto lugar. En Argentina, en los valles de Tucumán, Catamarca y Jujuy se detectaron tubérculos de papa infectados con PVX (Clausen *et al.* (2005); Montial *et al.* (2005); Martínez *et al.* (2014). Sin embargo, en las zonas productoras de papa-semilla de Buenos Aires y Córdoba los niveles de detección de PVX informados

son muy bajos (Viotti *et al.*, 2008; INASE, 2013). Esta situación se podría explicar gracias al uso de papa-semilla con sanidad viral controlada y al uso de plantadoras de cangilones que evitan la contaminación y la transmisión del virus por contacto entre los tubérculos, (Viotti *et al.*, 2008; INASE, 2013, 2018). En contraposición, en el resto de los países de América del Sur este virus es prevalente en los cultivos de papa con alto niveles de incidencia y en infecciones mixtas con PVY, PVA y PVS ocasiona enfermedades severas con reducción de la producción (García Ruíz *et al.*, 2016; Navarrete *et al.*, 2017; Bertschinger *et al.*, 2017). Estas diferencias entre Argentina y el resto de los países de América del Sur se puede debe a un manejo agronómico intensivo realizado por los campesinos de las regiones andinas que podría favorecer la transmisión por contacto de PVX (Jones, 1981, Bertschinger *et al.*, 2017). Además, los agricultores de países como Perú y Ecuador siembran papa-semilla de producción propia, lo que denominan "semilla común", las cuales podrían estar infectadas con este virus y favorecer su dispersión (Bertschinger *et al.*, 1995; Navarrete *et al.*, 2017).

El PVP se detectó solo en Argentina y Brasil. El primer reporte de este virus fue en Brasil (Daniels *et al.*, 1993) y luego en Argentina en la zona productora de Buenos Aires en donde se lo denominó PRDV (Butzonitch *et al.*, 1996). Posteriormente, estudios serológicos, biológicos y de comparación del genoma completo propusieron que PVP y PRDV son dos razas de la misma especie de carlavirus por lo que se denominaron PVP-Arg y PVP-Bra (Massa *et al.*, 2006; Nisbet *et al.*, 2006; Massa *et al.*, 2008).

El PVM, PVV y APMoV solo fueron detectados en la provincia de Jujuy sobre cultivares andinos de papa y especies silvestres (Clausen *et al.*, 2005). Además de Argentina, el PVM se ha informado en Chile y Ecuador sobre especies de papas silvestres, pero está ausente en las regiones productoras de papa cultivada (Valkonen *et al.*, (1992); Navarrete *et al.*, 2017). El APMoV ocurre en las regiones andinas de América del Sur en los países de Bolivia, Chile, Colombia, Ecuador, Perú y Brasil además de Argentina (Fribourg, 1977; Jones, 1981; Jeffries, 1998). Mientras que el PVV se encontró en Perú, Colombia y Ecuador y (Spetz *et al.*, 2003; Gutiérrez *et al.*, 2016; Insuasti *et al.*, 2016). La papa cultivada es el único hospedante natural conocido del PVV y la enfermedad se presenta sólo en pocos cultivares debido a la presencia de genes de resistencia a este virus en la mayoría de los cultivares de papa comerciales (Jeffries, 1998; Fribourg y Nakashina, 1984).

Argentina y Brasil comparten, el begomovirus ToYVSV. La primera cita correspondió a la “enfermedad del mosaico deformante de la papa” (PDMV) en Sudeste de Buenos Aires (Calderoni *et al.*, 1962; Delhey *et al.*, 1981). Luego en Brasil se propuso que el agente causal del PDMV era el ToYVSV (Ribeiro *et al.*, 2006). Posteriormente en Argentina, se confirmó la presencia del ToYVSV en Córdoba mediante la caracterización molecular de un asilamiento de papa (Bernis, 2007; Bernis *et al.*, 2007). Debido a que no se pudo contar con el aislamiento original del PDMV de Buenos Aires, no es posible confirmar al verdadero agente causal de esta enfermedad en Argentina. Morales (2009) propuso que la correcta denominación del ToYVSV sería PDMV ya que se describió 35 años antes de que se identificara en Brasil como un nuevo virus del tomate. Por lo tanto, el nombre original debe tener prioridad independientemente del virus que se haya secuenciado primero. Esto es importante en términos epidemiológicos y de control de enfermedades para evitar conclusiones como que todos los begomovirus detectados “son autóctonos de Brasil” (Morales, 2009). Souza-Dias *et al.* (2008) reportaron la presencia de otro Begomovirus, el ToSRV, infectando el cultivo de papa en Brasil.

En este estudio se registró una distribución diferencial de los Orthotospovirus según la región productora de papa en Argentina, con distintos niveles importancia. El TSWV ocasiona severas pérdidas por la disminución de la calidad debido a los síntomas presentes en tubérculos en los cultivares de papa para industria en la zona productora del Sudeste de Buenos Aires (Carrizo *et al.*, 2010; Jacobsen *et al.*, 2013; Salvalaggio *et al.*, 2017). Gracia *et al.* (1999) detectaron al TCSV en un cultivo de papa en Mendoza pero posteriormente no se registró información sobre este virus en Argentina. Luego, se determinó la presencia de GRSV en Tucumán (Ramallo *et al.*, 2005). También, se detectó el GRSV en Córdoba con 20% en el 2006 y de hasta un 80% en la campaña 2009-10 (Viotti *et al.*, 2010). Esta distribución diferencial de TSWV y GRSV podría responder a una distribución diferencial del vector, ya que *Frankliniella occidentalis* (Pergande) transmite con mayor eficiencia al TSWV y *Frankliniella schultzei* (Tribom) al GRSV (Jacobsen *et al.* 2013, de Borbón *et al.*, 2006). TSWV y GRSV también se detectaron en Brasil infectando cultivos de papa (Costa y Kiehl, 1938; Souza-Diaz *et al.*, 2019).

América del Sur posee una gran diversidad de virus que afectan al cultivo de papa relevándose 34 especies virales reportadas diferentes. De ellas, 12 están presentes en

Argentina por lo tanto es el cuarto país con mayor diversidad de virus de papa registrada de América del Sur. El PVY, PLRV, PVX y PVS son los virus más importantes de papa por su distribución global en América del Sur y Argentina. El PVY, PLRV y PVS se transmiten por medio de áfidos y el PVX fácilmente por transmisión mecánica. Por lo tanto el control de los áfidos vectores y cuidado de la contaminación mecánica serían dos medidas prioritarias para reducir el impacto de estas virosis. En Argentina, debido a los ataques esporádicos de los orthotospovirus y los begomovirus informados, es fundamental el monitoreo de sus vectores, los trips y la mosca blanca. Estas virosis pueden ocasionar pérdidas de rendimiento y daños económicos importantes cuando las poblaciones de sus vectores aumentan según las condiciones ambientales. La gran diversidad de virus informados en papa y su distribución diferencial entre países de América del Sur y Argentina, evidencia la necesidad de cumplir con las medidas fitosanitaria de regulación y certificación de la sanidad para poder mover el material vegetal entre las regiones. Un ejemplo es el virus del amarillamiento de las venas de papa (Potato yellow vein virus, PVYV) que representa una amenaza en los países andinos de Perú, Colombia, Ecuador y Venezuela; no ha sido citado en Argentina, Bolivia, Chile y Brasil (Salazar, 2006; Silvestre *et al.*, 2011; Franco-Lara *et al.* 2013; Osorio *et al.*, 2016). El PVYV puede ocasionar importantes pérdidas económicas al causar reducción del número y tamaño de los tubérculos (Osorio *et al.* 2016). Su vector es la mosca blanca de los invernaderos (*Trialeurodes vaporariorum*) la cual posee una gran capacidad de adaptación a diferentes hospederos y regiones con diversas temperaturas (Salazar *et al.* 2000; Dolja *et al.*, 2006). El comercio informal de papa-semilla, es la vía principal para la diseminación del virus, y los recientes aumentos en las poblaciones del vector por el cambio climático favorecen su dispersión a nuevas áreas de cultivo de papa en América del Sur (Salazar *et al.* 2000). Las mejores estrategias de control de las enfermedades virales son el uso de papa semilla de sanidad controlada y la utilización de cultivares con cierta resistencia o tolerancia a los virus.

1.5. Conclusión

Se recopilaron evidencias suficientes para no rechazar la hipótesis 1 que postulaba que existe una distribución diferencial de virus de papa en América del Sur y Argentina. Se identificó un grupo de virus integrado por PVY, PVX, PLRV y PVS, presentes en todos los países de América del Sur. Al mismo tiempo, hay especies

virales que solo se identificaron en determinados países como PAMV y SALCV solo en Venezuela y PYMV y BPEV solo en Colombia, ToMV solo en Ecuador y PAMV, PBRV, PVT, PVU, SALCV, SB41 y WPMV solo en Perú. También, en Argentina se identificó un grupo de virus que están presentes en las distintas provincias y virus que solo se identificaron en una región productora, como PVP solo en Buenos Aires, PVV, PVM y APMoV solo en Jujuy y TCSV solo en Mendoza. Los orthospovirus presentan distribución diferencial, estando presente el GRSV en Córdoba y Tucumán y TSWV en Buenos Aires y Mendoza y TCSV en Mendoza. Además, se reportaron 34 especies de virus infectando papa en America del Sur destacándose Perú, Colombia, Ecuador, Argentina y Brasil por presentar la mayor diversidad de especies virales.

Se recopilaron evidencias suficientes para no rechazar la hipótesis 2 que postulaba que la diversidad de especies virales presentes en el cultivo de papa en la región productora del Sudeste Bonaerense es similar a las relevadas en otras regiones de Argentina. De las siete especies virales reportadas en el Sudeste Bonaerense PVP sólo está presente en esta región.

2. CAPITULO II: INCIDENCIA DE PVY, PLRV, PVX Y TSWV EN PAPAS DESTINADAS A LA PRODUCCIÓN PARA CONSUMO-INDUSTRIA Y PARA SEMILLA EN EL SUDESTE BONARENSE

2.1 Introducción

La papa es una excelente fuente de carbohidratos, proteínas y vitaminas, es un alimento tradicional de la dieta de los argentinos y se consumen cerca de 60 kg/cápita/año (Huarte y Capezio, 2013). En Argentina se cultiva papa en todo el territorio, en alrededor de 72.500 ha con una producción anual de 2,34 millones de toneladas (FAOSTAT, 2018).

En la Provincia de Buenos Aires, en la región Sudeste se encuentra la principal zona productora de papa, constituida por los Partidos de General Alvarado, General Pueyrredón, Balcarce, Tandil, Necochea y Lobería (Huarte y Capezio, 2013). Esta zona tiene los mayores rendimientos del país, en el año 2019 se sembraron 32.898 ha y se produjeron 1,38 millones de toneladas de papa, lo que representa el 57% de la producción nacional (Constantino, 2020). La papa que se produce en el Sudeste Bonaerense tiene tres destinos, el mercado fresco, la industria y la producción de semilla. En los partidos de Tres Arroyos, San Cayetano y González Chaves, se encuentra la región más importante para el país de producción de semilla fiscalizada y ocupa una superficie de alrededor de 2.500 ha (Constantino, 2016).

Más de 50 virus y un viroide infectan el cultivo de papa (Kreuze *et al.*, 2020). El PVY y el PLRV son los más importantes a nivel mundial (Kreuze *et al.*, 2020). Ambos se transmiten por pulgones siendo el más eficiente *Myzus persicae* (Kerlan, 2006) aunque, poseen distinto tipo de transmisión. PLRV se transmite de manera persistente mientras que PVY de manera no persistente (Pinheiro *et al.*, 2019). La adquisición del virus como la inoculación del mismo requieren tiempos de alimentación que son de minutos a horas cuando la transmisión es del tipo persistente (Radcliffe y Ragsdale, 2002). En cambio, la transmisión no persistente requiere tiempos de adquisición e inoculación muy cortos, de menos de un minuto (Bradley, 1954).

Hay reportes de infección mixta de PVY y PLRV en papa a nivel mundial (Chatzivassiliou *et al.* 2008). Otro virus frecuente en papa es PVX, los síntomas que produce son variables y dependen del cultivar, la cepa del virus, las condiciones ambientales y tipo de interacción en infecciones mixtas (Loebenstein, 2001). En

infecciones mixtas con PVY, los rendimientos se reducen hasta en un 50% (Khurana y Singh, 1988; Vance, 1991). En Argentina, PVX se distribuye principalmente en las provincias Catamarca y Tucumán (Martínez *et al.*, 2014), Córdoba (Viotti *et al.*, 2008) y Jujuy (Clausen *et al.*, 2005). Se han detectado infecciones mixtas de PVX y potato virus S (PVS) sobre papas andinas en la Quebrada de Humahuaca (Montial y Bejarano, 2011). El TSWV ha emergido en los cultivos de papa del Sudeste Bonaerense (Escarrá *et al.*, 2004; Carrizo *et al.*, 2010). TSWV se transmite por trips de manera circulativa-propagativa y su control continúa siendo un desafío debido al comportamiento tigmotáctico de los trips los cuales quedan refugiados del alcance de los insecticidas de contacto (Reitz, 2009; Cloyd, 2009).

Tanto PVY, PLRV como TSWV afectan la calidad de la papa al inducir necrosis internas y superficiales en el tubérculo. Algunas cepas de PVY causan anillos necróticos en el tubérculo de papa, enfermedad conocida como PTNRD (potato tuber ringspot disease) la cual ha producido graves pérdidas económicas en papa para industria en Europa (Le Romancer *et al.*, 1994; Serra y Weidemann, 1997, Tomassoli, 1998; Boonham, 2002), América (Crosslin *et al.*, 2002 y 2005, Quintero-Ferrer y Karasev, 2013; Colavita *et al.*, 2017) y Asia (Ogawa *et al.*, 2008). PLRV causa una necrosis del sistema vascular del tubérculo conocido como “necrosis en red” (Douglas y Pavek, 1972). TSWV ocasiona necrosis en forma de anillos o punto necróticos en el tubérculo (Wilson, 2001). Las infecciones mixtas de PVY y PLRV ocasionan síntomas más severos dependientes de la variedad, y provocan una reducción significativa del tamaño y número de tubérculos comercializables por planta (Srinivasan y Alvarez, 2007; Byarugaba *et al.*, 2020). Las infecciones mixtas de PVY y PLRV en papa aumentan la fecundidad y la preferencia de sus dos vectores más eficientes, *Myzus persicae* y *Macrosiphum euphorbiae* (Srinivasan y Alvarez, 2007). Este comportamiento se explicaría por el aumento de azúcares y aminoácidos en el floema como resultado de la inhibición del transporte del floema en las infecciones mixtas con respecto a las simples (Srinivasan y Alvarez, 2007).

Las pérdidas económicas causadas por virus oscilan entre el 10 y el 90%, según el virus (Navarrete *et al.*, 2017). Los cultivos de papa se establecen a través de la propagación vegetativa, práctica que aumenta el riesgo de acumulación de virus en los cultivos subsiguientes. La mejor medida sanitaria es iniciar cultivos con lotes de semilla libre de virus o cuya infección sea lo más baja posible. Para ello en Argentina, existe un sistema de fiscalización de la producción y certificación de la sanidad de la

papa-semilla que establece nivel de tolerancias para PVY, PLRV y PVX (Instituto Nacional de Semilla (INASE), Resolución 217/2002). Aunque TSWV no está incluido en la normativa de fiscalización de la papa semilla de INASE, este virus fue incluido en los testeos obligatorios en la zona diferenciada del Sudeste Bonaerense (Capezio *et al.*, 2017), debido a que esta enfermedad representa un problema en la misma desde 2006 (Carrizo *et al.*, 2010; Jacobsen *et al.*, 2011; Jacobsen *et al.*, 2013; López Lambertini, 2018). El conocimiento de la situación epidemiológica de PVY, PLRV, PVX y TSWV, en la mayor zona productora de papa de la Argentina, aportará información para el diseño de estrategias de manejo de las enfermedades ocasionadas por estos virus y sus combinaciones.

Hipótesis

3. La incidencia de los virus PVY, PLRV, PVX y TSWV es similar en áreas de producción de papa para consumo-industria y para papa-semilla en el Sudeste Bonaerense.
4. Hay infecciones mixtas entre PVY, PLRV, PVX y TSWV en papa en el Sudeste Bonaerense.

Objetivos

2. Comparar la incidencia de PVY, PLRV, PVX, y TSWV en áreas de producción de papa para consumo-industria y papa-semilla en el Sudeste Bonaerense desde el 2013 al 2019.
3. Identificar las infecciones mixtas causadas por PVY, PLRV, PVX y TSWV en papa con destino consumo-industria y papa-semilla en el Sudeste Bonaerense.
4. Comparar los niveles de infección de PVY, PLRV, PVX y TSWV en papa-semilla producida en el área diferenciada del Sudeste Bonaerense desde 1985 al 2020.

2.2. Materiales y Métodos

2.2.1 Muestras de los tubérculos de papa

Los tubérculos de papa correspondientes a 107 lotes con destino a consumo e industria (designados categoría consumo-industria) fueron recolectados durante 5 ciclos de producción por 47 productores del Sudeste de Buenos Aires a lo largo de las

campañas 2013-2014, 2015-2016, 2016-2017, 2017-2018 y 2018-2019. Las muestras de los tubérculos fueron recibidas en el Laboratorio de Análisis de Papa Semilla de la INTA EEA Balcarce para la evaluación de sanidad de los mismos. Cada productor entregó al Laboratorio entre 85 y 90 tubérculos en pos-cosecha seleccionados según el protocolo como se describe a continuación: recorrer el lote formando una W, asignar 10 puntos de muestreos en el total del recorrido y en cada uno de esos puntos recolectar al menos 10 tubérculos. Los tubérculos de papa correspondientes a 41 lotes de producción de papa-semilla (designada categoría papa-semilla), provenientes de seis productores, fueron colectados por técnicos oficiales del INASE para su fiscalización. De cada lote del área diferenciada de producción de semilla del sudeste de Buenos Aires, se seleccionaron, al azar, entre 85 y 90 tubérculos en pos-cosecha correspondientes a las campañas 2013-2014, 2015-2016, 2016-2017, 2017-2018 y 2018-2019. Luego, se indujo la brotación de estos tubérculos y fueron analizados serológicamente para la detección de PVY, PLRV, PVX y TSWV.

2.2.2 Acondicionamiento y tratamiento de los tubérculos

Los tubérculos recibidos fueron acondicionados, es decir, lavados con agua, cepillados y secados. Luego, los tubérculos fueron tratados con Rindite (2-cloroetanol, 1,2-dicloroetanol y tetracloruro de carbono en una relación de 7:3:1) para romper el proceso de dormición y mantenidos en cámara a 22°C con humedad relativa superior al 70%, para promover su brotación. Al cabo de 21 días el brote apical fue extraído con un sacabocado (cuchara de melón) y plantado en macetas con suelo estéril, en un invernadero libre de insectos mediante el monitoreo diario y aplicación semanal de insecticidas. Cuando las plántulas alcanzaron el estado de tres a cinco hojas, se tomó la hoja del primer foliolo completamente expandido y se analizaron serológicamente para detectar la presencia de PVY, PLRV, PVX y TSWV.

2.2.3 Detección de PVY, PLRV, PVX y TSWV mediante “*Double-Antibody Sandwich Enzyme-Linked Immunosorbent Assay*” (DAS-ELISA)

Las muestras del primer foliolo se analizaron para detectar la infección con PVY, PLRV, PVX y TSWV mediante DAS-ELISA, utilizando antisueros comerciales (Bioreba). Se siguió el protocolo de DAS-ELISA descrito por el proveedor de los antisueros (Bioreba), con las modificaciones que se describen a continuación. Las reacciones se realizaron empleando un volumen final de 100µl. La dilución de IgG anti-PVY y anti-TSWV fue de 1:2000 (V/V), establecido de acuerdo a una calibración

previa. La dilución de IgG para PLRV y PVX fue la recomendada por el proveedor, es decir 1:1000 V/V. El tejido vegetal, se molió en tampón fosfato (con PVP 20 g.L⁻¹) en una dilución 1:10 a 1:20 (P/V). En cada placa se colocaron dos celdas con controles positivos (plantas infectadas con cada virus), tres celdas con controles negativos (plantas sanas) y una celda con el blanco de reacción. Se incubaron las placas en la heladera (4- 6 °C), durante 16 horas. Luego, se adicionó la IgG conjugada con la enzima fosfatasa alcalina en las mismas concentraciones de la IgG descriptas anteriormente y las placas se incubaron a 35 °C durante 3 h. Posteriormente se añadió 100 µl del sustrato enzimático (p-nitrofenil fosfato), utilizando una dilución de 1:1000 (1mg/mL). Las placas se incubaron a temperatura ambiente (18 – 25 °C) en oscuridad. Luego de 30 minutos de incubación para TSWV, 60 minutos para PVY y PVX y 120 minutos para PLRV se leyeron a 405 nm utilizando un lector de microplacas (Tecan, Sunrise). Se consideraron positivos aquellos valores de absorbancia mayores a tres veces la media de los controles sanos más tres desviaciones estándares, de acuerdo a lo que establece la normativa de INASE, Resolución 428/2015. El diagnóstico para virus de cada planta fue registrado identificando además del lote de procedencia y el destino de producción, que fue categorizados según producción (consumo e industria) o papa-semilla.

2.2.4 Análisis de los datos

Para cada planta brotada se determinó el estado sanitario como sano o infectado, clasificando estas últimas como infecciones simples o mixtas, según se hubiera diagnosticado con un solo virus o más de uno. La incidencia se calculó como el número de plantas infectadas (diagnóstico positivo por DAS-ELISA) para cada virus sobre el total de plantas brotadas en cada campaña agrícola (2013-2014 a la 2018-2019) para ambas categorías (consumo-industria y papa-semilla). Para las muestras de la categoría consumo-industria, no se realizó el diagnóstico de PVX. Se realizó una prueba chi-cuadrado para determinar diferencias estadísticamente significativas de la incidencia diagnosticada entre las categorías, dentro de una misma campaña agrícola, para cada virus, con empleo del paquete estadístico InfoStat (Di Renzo *et al.*, 2019). La variabilidad interanual se evaluó mediante la prueba de Cochran-Mantel-Haenszel. Para describir la contribución relativa de cada virus sobre el total de plantas infectadas (diagnóstico positivo por DAS-ELISA) se estimó la incidencia relativa de PVY, PLRV y TSWV. Además, se identificó la incidencia relativa de PVY, PLRV, TSWV según se

encontrara conformando infecciones simples o mixtas con dos o más virus para cada categoría.

Se recopiló información del nivel de infección de PVY, PLRV y PVX, es decir el porcentaje de tubérculos infectados reportados para cada virus. La recopilación se realizó a partir de publicaciones de INASE, de los registros del SENASE (Servicio Nacional de Semillas) y de la oficina de INASE-Balcarce correspondientes al área diferenciada de producción de papa-semilla del Sudeste Bonaerense en las siguientes campañas agrícolas: desde 1985-1986 hasta las 1994-1995 y de la 2001-2002 hasta las 2019-2020. Los niveles de infección de PVY, PLRV y PVX determinados en el Laboratorio de análisis de Papa Semilla de INTA EEA Balcarce fueron considerados como parte de los datos informados por INASE. Por otra parte, los resultados de los niveles de infección de TSWV se obtuvieron de los registros del Laboratorio de análisis de Papa Semilla de INTA EEA Balcarce.

2.3 Resultados

A partir de los 107 lotes de consumo-industria y de los 41 lotes de papa-semilla se obtuvieron 7616 y 3957 plantas a partir de los tubérculos brotados de cada muestra correspondientes a las distintas categorías según destino, respectivamente. En la categoría producción el virus con mayor incidencia fue PVY para las campañas evaluadas del 2013-2014 al 2018-2019, con un valor máximo del 17,6 % (Tabla 3). PLRV presentó una incidencia más baja respecto a la de PVY. En máximo valor de incidencia de PLRV fue del 0,2 % y se detectó en la campaña 2013-2014. No se detectaron infecciones con PLRV en la campaña 2017-2018 y 2018-2019 (Tabla 3). TSWV estuvo presente en todas las campañas analizadas, con una incidencia máxima del 0,9 % en la campaña 2013-2014 (Tabla 3).

Con respecto a la categoría papa-semilla, los valores de incidencia más altos registrados para PVY fueron en 2013-2014, mientras que para PLRV y TSWV eso ocurrió en la campaña 2016-2017 (Tabla 3). Aunque se analizaron las plantas de esta categoría para PVX, este patógeno nunca fue detectado (Tabla 3).

Se observó una alta variabilidad del porcentaje de incidencia de PVY, PLRV y TSWV en las distintas campañas evaluadas para ambas categorías e incluso hubo estaciones de cultivo en lo que no fueron detectados algunos de los virus considerados (Tabla 3). Para todas las campañas, excepto para 2013-2014, se

encontraron diferencias estadísticamente significativas de las incidencias de cada virus entre las categorías consumo-industria y papa-semilla (valor $p < 0,005$) (Tabla 3).

Tabla 3. Incidencia de PVY, PLRV, PVX y TSWV en muestras de papa para las categorías consumo-industria y papa-semilla en el Sudeste Bonaerense para las campañas 2013-2014 al 2018-2019.

Categoría según destino	Campaña agrícola	PVY	PLRV	PVX	TSWV
		[%]	[%]	[%]	[%]
Consumo-industria (n=7616)	2013-2014	10,56 a	0,20 a	ND	0,91 a
	2015-2016	12,58	0,13	ND	0,22
	2016-2017	4,74 a	0,06 a	ND	0,34 a
	2017-2018	6,53 a	0	ND	0,46 a
	2018-2019	17,63 a	0	ND	0,17 a
Papa-semilla (n=3957)	2013-2014	5,75 a	0,00 a	0	1,15 a
	2015-2016	ND	ND	ND	ND
	2016-2017	0,33 b	0,89 b	0	2,33 b
	2017-2018	0,00 b	0	0	0,00 b
	2018-2019	0,06 b	0	0	0,00 a

ND: sin dato porque no se analizó el virus o por ausencia de muestras. Letras distintas entre categorías para una misma campaña, por virus, indican diferencias estadísticamente significativas (valor $p < 0,005$).

En la Figura 5 se observa la incidencia relativa entre PVY, PLRV y TSWV por campaña y categoría. En general, PVY presentó las mayores incidencias relativas en relación al PLRV y TSWV en los distintos años y categorías. Sin embargo, en la campaña 2016-2017 para papa-semilla, TSWV y PLRV presentaron mayores valores en relación al PVY.

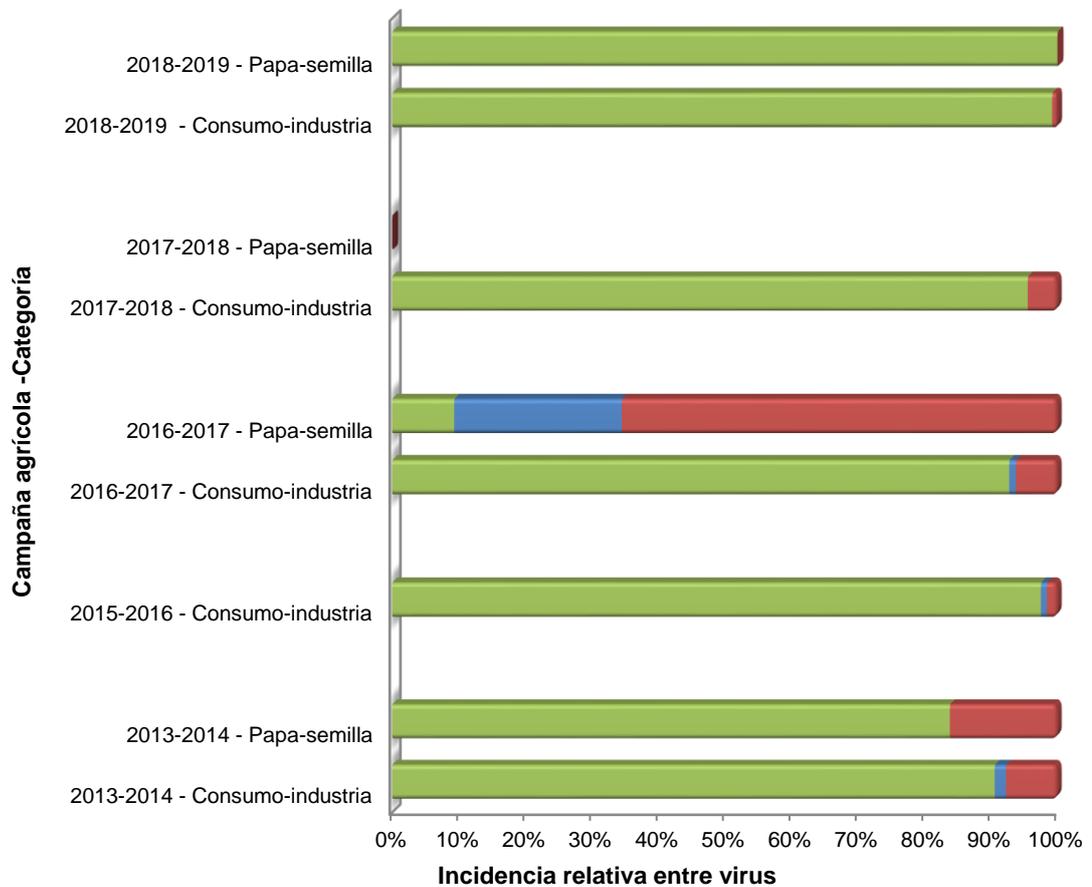


Figura 5. Incidencia relativa de PVY (verde), PLRV (azul) y TSWV (rojo) por campaña agrícola y categorías (consumo-industria y papa-semilla) en el Sudeste Bonaerense. Para cada campaña y categoría solo se consideraron las plantas positivas por DAS-ELISA. No se registraron infecciones de PVY, PLRV y TSWV en papa-semilla para la campaña 2015-2016.

Se encontraron infecciones mixtas dobles, en todas las combinaciones PVY-PLRV, PVY-TSWV y PLRV-TSWV para la categoría consumo-industria (Tabla 4). Con respecto a la categoría papa-semilla, se encontraron infecciones mixtas dobles (PVY-TSWV y PLRV-TSWV). Sólo se detectó infecciones triples entre PVY, PLRV y TSWV en la campaña 2016-2017 (Tabla 5). Las infecciones simples fueron más frecuentes que las infecciones mixtas (Tabla 4 y 5).

Tabla 4. Incidencia relativa de PVY, PLRV y TSWV de las plantas positivas por DAS-ELISA según se encuentren en infecciones simples o mixtas para cada campaña agrícola en la categoría consumo-industria en el Sudeste Bonaerense.

Campaña agrícola*	Infección Simple			Infección doble		
	PVY	PLRV	TSWV	PVY-PLRV	PVY-TSWV	PLRV-TSWV
	(%)	(%)	(%)	(%)	(%)	(%)
2013-2014	89,6	0,0	6,7	1,7	0,0	1,7
2015-2016	97,3	1,0	1,7	0,0	0,0	0,0
2016-2017	92,3	1,1	6,6	0,0	0,0	0,0
2017-2018	88,4	0,0	1,4	0,0	10,1	0,0
2018-2019	99,1	0,0	0,9	0,0	0,0	0,0

Tabla 5. Incidencia relativa de PVY, PLRV y TSWV de las plantas positivas por DAS-ELISA según se encuentren en infecciones simples y mixtas en cada campaña agrícola en la categoría papa-semillas en el Sudeste Bonaerense.

Campaña agrícola	Infección Simple*				Infección doble*		Infección triple
	PVY	PLRV	PVX	TSWV	PVY-TSWV	PLRV-TSWV	PVY-PLRV-TSWV
	(%)	(%)	(%)	(%)	(%)	(%)	(%)
2013-2014	83,3	0,0	0,0	16,7	0,0	0,0	0,0
2016-2017	3,1	12,5	0,0	50,0	6,2	18,7	9,4
2017-2018	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
2018-2019	100,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0

En las Figuras 6, 7 y 8 se observan los niveles de infección de los virus fiscalizados (PVY, PLRV y PVX, respectivamente) informados por INASE junto con los resultados de diagnóstico realizados por el Laboratorio de análisis de papa-semilla de la INTA EEA Balcarce, correspondientes al área diferenciada de producción de papa-semilla del Sudeste Bonaerense. En general, en esta región se observó una disminución del nivel de infección de PVY desde la primera campaña hasta la actual en esta área. A partir de las campañas 1985-1986 hasta 2003-2004, los niveles de infección de PVY fueron superiores al 6% lo que correspondió a categoría de Certificada con su subcategoría Certificada. Desde 2004-2005 los niveles de infección de PVY resultaron superiores al 2%, clasificando como papa-semilla en Certificada subcategoría

Registrada. Sin embargo, diez años después, es decir a partir del 2015-2016 los niveles de infección fueron menores al 2% y la papa-semilla se ubicó en la categoría Básica, subcategorías de Pre-fundación hasta Inicial III.

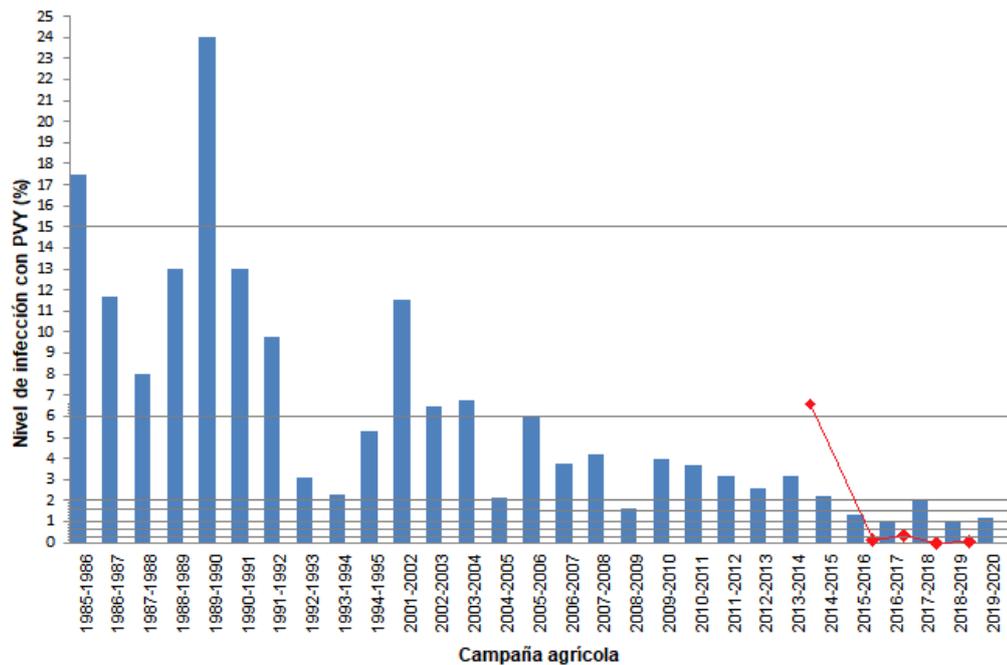


Figura 6. Nivel de infección de PVY en papa-semilla desde la campaña 1985-1986 hasta la 1994-1995 y de la 2001-2002 hasta la 2019-2020 producida en el área diferenciada del Sudeste Bonaerense, datos de INASE (barras azules), datos del Laboratorio de análisis de papa semilla del INTA EEA Balcarce (puntos rojos). Las líneas horizontales señalan los límites de tolerancia (porcentaje de tubérculos afectados) para virus definidos por el INASE para cada categoría de fiscalización: para las Básicas: Inicial I (0,2%); Inicial II (0,6%); Inicial III (1%); Pre-fundación (1,6%) y Fundación (2%) y para las Certificadas: Registrada (6%) y Certificada (15%) de acuerdo a la Resolución 2017/2002 de INASE.

En cuanto a la situación de PLRV, también se observa una marcada disminución en los niveles de infección desde la primera campaña que se reporta en este trabajo hasta la actual. Desde la campaña 1985-1986 hasta 1989-1990, los niveles de infección de este virus resultaron superiores al 1% pero menores a 6%, valores que tienen correspondencia con la categoría Básica subcategoría Fundación y Pre-fundación. Luego de la campaña 1990-1991 hasta la de 1994-1995, los niveles de infección fueron mayores al 0,2%, categorizando como semilla en Básica, subcategorías Inicial III e Inicial II. A partir de la campaña 2001-2002 hasta la actual, en general los niveles de infección son menores a 0,2%, clasificando la papa-semilla en la categoría Básica inicial I. Cabe destacar que en 2016-2017, el pico superior al 0,6% en el nivel de infección para PLRV, obtenido a partir de los análisis del Laboratorio del INTA EEA Balcarce, se debió a que se incluyó una muestra de un lote, que si bien quedó fuera del proceso de fiscalización debido a que superaba los niveles

de tolerancia de virosis establecidos por el INASE, se incluyeron en el presente estudio para el análisis de las infecciones mixtas (Figura 7).

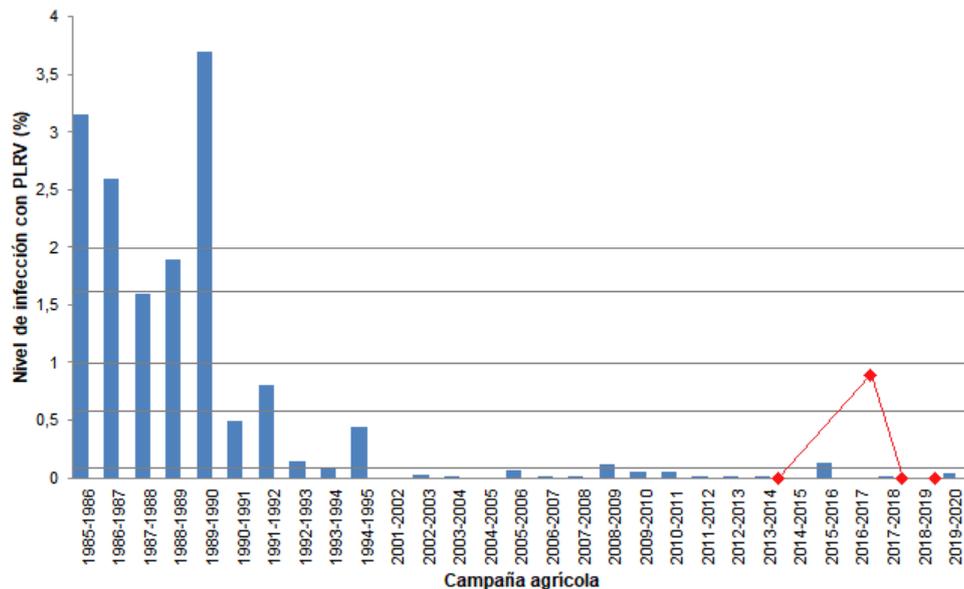


Figura 7. Nivel de infección de PLRV en papa-semilla desde la campaña 1985-1986 hasta la 1994-1995 y de la 2001-2002 hasta la 2019-2020 producida en el área diferenciada del Sudeste Bonaerense, datos de INASE (barras azules), datos del Laboratorio de análisis de papa semilla del INTA EEA Balcarce (puntos rojos). Las líneas horizontales señalan los límites de tolerancia (porcentaje de tubérculos afectados) para virus definidos por el INASE para cada categoría de fiscalización: para las Básicas: Inicial I (0,2%); Inicial II (0,6%); Inicial III (1%); Pre-fundación (1,6%) y Fundación (2%) y para las Certificadas: Registrada (6%) y Certificada (15%) de acuerdo a la Resolución 2017/2002 de INASE.

En general para PVX se observa una marcada disminución del nivel de infección hasta llegar a su no detección en varias campañas (Figura 8). Los registros de 1985-1986 hasta los de 1990-1991 muestran niveles superiores al 15%, por lo que no categorizan según lo establecido por INASE. A partir de 1991-1992 alcanzan la categoría de certificadas con un nivel de infección del 8,7%. Luego, el nivel de infección decrece y se llega a la categoría Básica II y, a partir de la campaña 2001-2002 hasta la actualidad, no se registraron niveles de infección de PVX salvo en el 2009-2010 con un valor del 0,07%.

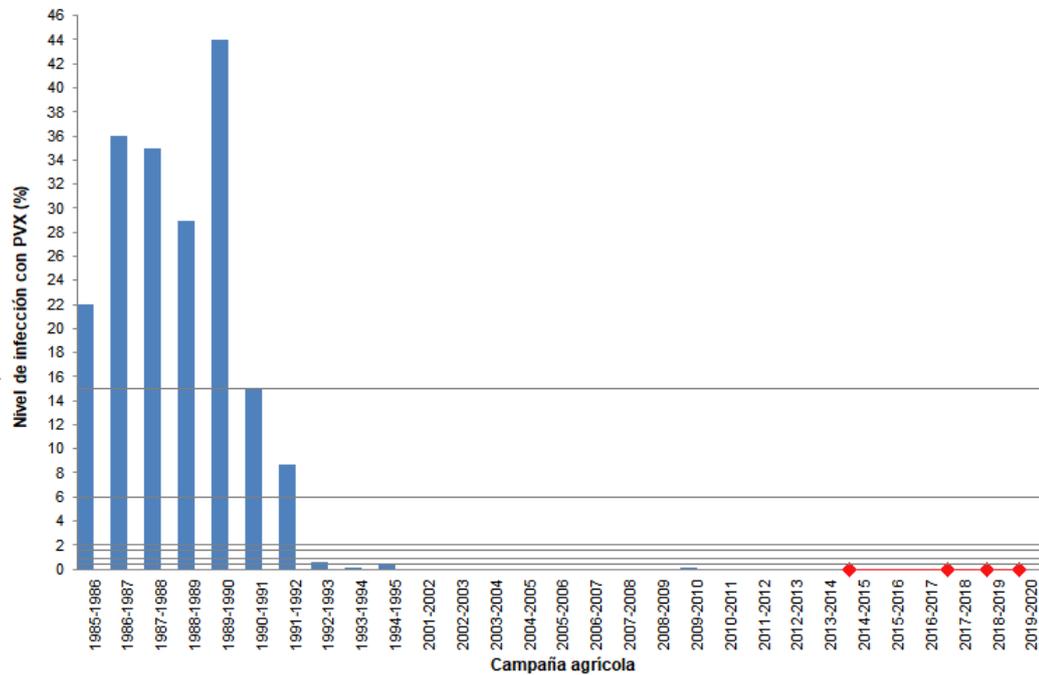


Figura 8. Nivel de infección de PVX en papa-semilla desde la campaña 1985-1986 hasta la 1994-1995 y de la 2001-2002 hasta la 2019-2020 producida en el área diferenciada del Sudeste Bonaerense, datos de INASE (barras azules), datos del Laboratorio de análisis de papa semilla del INTA EEA Balcarce (puntos rojos). Las líneas horizontales señalan los límites de tolerancia (porcentaje de tubérculos afectados) para virus definidos por el INASE para cada categoría de fiscalización: para las Básicas: Inicial I (0,2%); Inicial II (0,6%); Inicial III (1%); Pre-fundación (1,6%) y Fundación (2%) y para las Certificadas: Registrada (6%) y Certificada (15%) de acuerdo a la Resolución 2017/2002 de INASE.

Los niveles de infección de TSWV fueron superiores al 1% en la campaña 2013-2014, y dieron lugar a la categoría Pre-fundación. En 2016-2017, el valor de infección del 2,3% correspondió a una categoría de Certificada subcategoría Registrada. En las campañas 2017-2018 y 2018-2019 no se detectó este virus, por lo que se alcanzó la categoría inicial I (Figura 9).

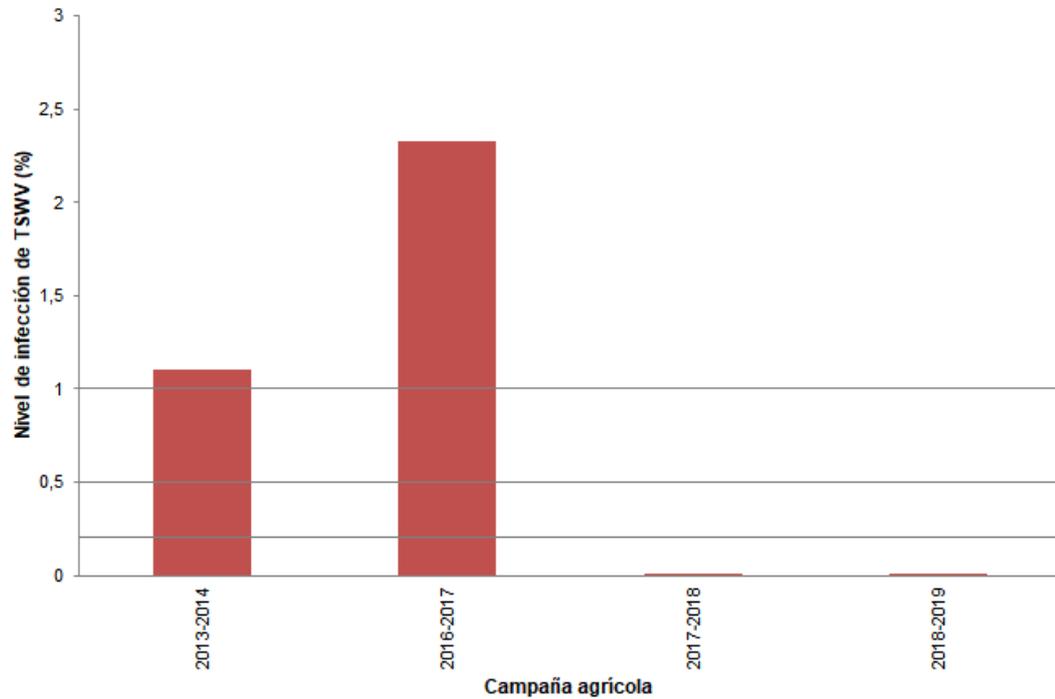


Figura 9. Nivel de infección de TSWV en papa-semilla de las campaña 2013-2014, 2016-2017, 2017-2018 y 2018-2019 en el área diferenciada del Sudeste de Bonaerense, determinado por del Laboratorio de análisis de papa semilla del INTA EEA Balcarce. Las líneas grises sobre el eje x indican los límites de tolerancia para TSWV, según el Protocolo de producción de papa-semilla propuesto por la Mesa Provincial de la papa, que es de 1%, para la campaña 2017-2018, de 0,5% la campaña 2018-2019 y de 0,2%, para los subsiguientes campañas.

2.4 Discusión

En el presente estudio, PVY fue el virus con mayor incidencia en las categorías consumo-industria y papa-semilla coincidiendo con lo que se reportó en otras zonas productoras de papa de a nivel mundial (Hossain, 1999; Wolf y Horvath, 2000; Crosslin *et al.*, 2006; Medina Cárdenas *et al.*, 2015; Ciric, *et al.*, 2018; Kreuse *et al.*, 2020). La incidencia de PVY para el cultivo de papa varió desde el 4,7% al 17,6 % para la categoría consumo-industria y del 0,05 % al 5,7% para la categoría papa-semilla en el Sudeste Bonaerense para las campañas del 2013-2014 al 2018-2019 (Tabla 3). Se observó una disminución de la incidencia de PVY en papa-semilla en las últimas campañas mientras que en consumo-industria los valores oscilaron y son más elevados (Tabla 3). Existen algunas prácticas que favorecen la presencia y dispersión de PVY en los lotes para consumo e industria a pesar del incremento de la sanidad de la papa-semilla fiscalizada que se produce en el área diferenciada del Sudeste Bonaerense. Ante la escasez de papa-semilla algunos pequeños productores de papa consumo emplean como simiente el “semillón” (papa descartada para la

comercialización por el tamaño). El semillón no cumple con los requisitos sanitarios por lo que puede convertirse en fuente de inóculo para la dispersión de virus. Otra explicación para la incidencia de PVY registrada podría ser la acción ineficiente de los insecticidas para controlar a los áfidos debido a la transmisión no persistente de PVY (Jones, 2014). Una medida fitosanitaria que podría disminuir la incidencia de PVY es el monitoreo y eliminación de las plantas espontáneas o papas “guachas” de cultivos anteriores debido a su rol como fuente de inóculo de virus y refugio de sus insectos vectores. Aunque se dispone de programas de tubérculos-semillas de sanidad certificada, la utilización de variedades con resistencia a PVY es otra medida para favorecer la disminución en la incidencia de PVY (Fernández-Northcote, 1991). Las principales variedades de papa cultivadas en Argentina, Atlantic, Kennebec y Spunta son susceptibles a PVY. En Argentina se utiliza escasa diversidad de cultivares. Por lo cual la búsqueda de materiales con resistencia a PVY sería interesante.

En este trabajo, se reportó una menor incidencia de PLRV en relación al PVY para la región productora del Sudeste Bonaerense. Existen otros reportes en la bibliografía en donde también se observa esta relación en las infecciones con PLRV en respecto a las de PVY por ejemplo en algunas zonas de Bangladesh (Halim, 1999; Sarker *et al.*, 2018), en el Líbano (Choueiri *et al.*, 2004) y en Kenia (Were *et al.*, 2013). Esto se podría explicar como ya se mencionó en el capítulo I por la acción eficiente de los insecticidas en el control de sus vectores.

La incidencia de TSWV registrada en la zona de producción de papa consumo e industria, en el Sudeste Bonaerense, podría deberse a varios factores. Un estudio de la dinámica espacial y temporal de TSWV en esta región demostró que la enfermedad es policíclica caracterizada por repetidos ciclos de infección de TSWV (Salvalaggio *et al.*, 2017). Además, prueba el rol de *Frankliniella occidentalis* en la transmisión de este virus durante la floración del cultivo en el Sudeste Bonaerense (Salvalaggio *et al.*, 2017). Hay antecedentes sobre la mayor eficiencia en la transmisión de TSWV de esta especie de trips (Sakurai *et al.*, 2002; Nagata *et al.*, 2004). La dinámica poblacional de los trips se podría alterar con condiciones ambientales favorables. La temperatura influye en el desarrollo y reproducción del vector, el tiempo de pre-ovoposición es de 10 días con temperaturas de 15 °C; pero este periodo se reduce a 2-4 días si la temperatura es de 20-30° C (Lublinkhof y Foster, 1977). Otro factor podría ser la susceptibilidad de las variedades como se demuestra en el próximo capítulo.

Se observó una fluctuación interanual de los valores de incidencia para PVY, PLRV y TSWV en ambas categorías lo que puede estar relacionado con los factores climáticos. Singh *et al.* (1988) reportaron que la transmisión de PVY y PLRV se incrementan en un 30-35 % cuando se combina una alta humedad relativa (80%) con altas temperaturas (25-30 °C). En el caso de TSWV, para el cultivo de papa en Australia, se ha determinado efectos negativos en las poblaciones de trips y ausencia de la enfermedad en áreas con predominio de precipitaciones y alta humedad relativa. Pero en zonas de temperaturas más altas y menores precipitaciones se presentaban brotes de TSWV de manera más frecuente y severas (Jericho y Wilson, 2005).

Los porcentajes de infecciones mixtas entre PVY, PLRV y TSWV fueron bajos siendo más frecuentes las infecciones dobles que triples para las dos categorías analizadas (Tabla 4 y 5). Las infecciones mixtas más frecuentes consistieron en co-infección de TSWV con PVY o PLRV y en infecciones triples entre estos virus (Tabla 4 y 5). No hay antecedentes del tipo de interacción entre TSWV con PVY o PLRV en papa. Los virus no relacionados generalmente interactúan de manera sinérgica, mientras que las interacciones entre virus relacionados son en su mayoría antagónicas (Syller y Grupa, 2016). Las plantas de papa con infecciones mixtas de PVY-PLRV son frecuentes y exhiben síntomas más severos que en las plantas infectadas por separado (Srinivasan y Alvarez, 2007; Byarugaba *et al.*, 2020). Los vectores *M. persicae* y *M. euphorbiae* prefieren alimentarse en plantas infectadas con PVY-PLRV y también incrementan su fecundidad (Srinivasan y Alvarez, 2007). Los áfidos que se alimentan de plantas con infecciones mixtas podrían transmitir ambos componentes virales e influir en la epidemiología de uno o ambos virus. Este trabajo es el primer reporte de infecciones mixtas entre PVY, PLRV y TSWV en Argentina.

Se observó una disminución de los niveles de infección para PVY, PLRV, PVX y TSWV desde 1985 al 2020 en el área diferenciada para la producción de papa-semilla del Sudeste Bonaerense. Actualmente, la categoría de la papa-semilla es Inicial III para PVY, Inicial I para PLRV, PVX y TSWV (Figura 6, 7, 8 y 9). Es importante señalar que no se detectó PVX en papa-semilla desde 2010. Una medida fitosanitaria que pudo contribuir a la casi eliminación del PVX de esta región es la incorporación de plantadoras de cangilones de cortes de papa-semilla que evitan la contaminación y transmisión de PVX por contacto. Además, estos resultados muestran los beneficios de la adopción del uso de papa-semilla con bajo niveles de infección viral en el área diferenciada del Sudeste Bonaerense. Otra medida que favoreció la calidad sanitaria

de la papa-semilla en esta zona, es la renovación de la semilla pre-básica (minitubérculos) al no multiplicarse por más de tres ciclos. Estas medidas fitosanitarias fueron acompañadas por legislación, normativas y el rol de una entidad de fiscalización como el INASE a lo largo del tiempo. La primera normativa establece categorías de papa-semilla de acuerdo a su sanidad (Resolución N° 217/1999 y en su modificatorio del 2002 de la Resolución N° 217 de la Ex Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentos, SAGPyA). Luego nuevas normas aumentaron el nivel de sanidad de las papa-semilla, estableciendo un nivel de infección viral total menor al 1 % (Resolución del Ministerio de Agroindustria de la Provincia de Buenos Aires del 27 de julio de 2016). Además, a partir del 2017 con la finalidad de reducir los riesgos sanitarios, conseguir una trazabilidad y denominación de origen, mejorar la competitividad en el mercado internacional y favorecer las exportaciones de papa-semilla se propuso un protocolo de producción en la Mesa Provincial de papa, integrada por representantes de diversas instituciones (Ministerio de Agroindustria; Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA); Asociación de Productores de Papa Semilla de la Provincia de Buenos Aires (APPASBA); Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria (SENASA); INASE; Facultad de Ciencias Agrarias UNMdP; Industrias procesadoras; Federación Nacional de Productores de Papa (FENNAP); Laboratorios de análisis de papa-semilla y de referentes de los municipios de los partidos productores de papa) y productores. A continuación se describen las medidas de dicho protocolo: el lote seleccionado para la producción deberá tener una rotación mínima de 5 años de papa y estar libre de papas espontáneas; el productor deberá inscribirse en el INASE como semillero y sus lotes someterlos al proceso de fiscalización, de acuerdo a la Res. 217/2002 del INASE; la categoría de papa-semilla a plantar en el área semillera debe ser de categoría básica, sub-categoría inicial I a III para PVY, PLRV, PVS y PVX y con niveles de tolerancia para TSWV según los años (1 % para 2017-2018, 0,5 % para 2018-2019 y 0,2 % para los subsiguientes); no se puede implantar papa-semilla importada ni transgénica.

Otra medida que aporta al aumento de la sanidad de la papa-semilla en el área de producción del Sudeste Bonaerense es la práctica del “roguing”, la que consiste en evaluar visualmente plantas con síntomas posibles de ser ocasionados por virus por una cuadrilla de personal entrenado para su erradicación en las primeras etapas del cultivo antes de la visita del inspector del INASE. Esta práctica es común y permite que lotes de papa-semillas que serían rechazados puedan volverse a evaluar para certificar las papa-semillas que se producen en el mismo.

La papa-semilla que no cumple con los requisitos formales de sanidad, representan una fuente de inóculo inicial importante para la producción de papa favoreciendo la dispersión de los virus.

2.5 Conclusión

Se recopilaron evidencias suficientes para rechazar la hipótesis que postulaba que la incidencia de los virus PVY, PLRV, PVX y TSWV es similar en áreas de producción de papa para consumo-industria y papa-semilla en el Sudeste Bonaerense. La incidencia de PVY fue del 4,7% al 17,6% para la categoría consumo-industria y del 0% al 5,7% para papa-semilla. La incidencia de PLRV fue del 0% al 0,2% para la categoría consumo-industria y del 0% al 0,8% para papa-semilla. La incidencia del PVX fue del 0% para papa-semilla. La incidencia de TSWV fue del 0,1% al 0,9% para la categoría consumo-industria y del 0% al 2,3% para papa-semilla. Las incidencias de estas virosis presentaron fluctuaciones anuales desde 2013 al 2019.

Se determinaron infecciones mixtas en las combinaciones dobles de PVY-PLRV, PVY-TSWV, PLRV-TSWV y triples de PVY-PLRV-TSWV en papa en el Sudeste Bonaerense, por lo tanto, se reunieron evidencias suficientes para no rechazar la hipótesis, que planteaba que hay infecciones mixtas entre PVY, PLRV, PVX y TSWV en papa en el Sudeste Bonaerense.

Para el área diferenciada de producción de papa-semilla del Sudeste Bonaerense se determinó una disminución en los niveles de infección para PVY, PLRV, PVX y TSWV a los largo de los últimos 35 años. En cuanto al PVX, no se registraron detecciones de PVX en los últimos cinco años.

3. CAPÍTULO III: TRANSLOCACIÓN DE TSWV EN PAPA CULTIVAR INNOVATOR

3.1 Introducción

Entre las especies cultivadas de importancia económica susceptibles a TSWV se incluyen al tomate, papa, tabaco, maní, pimiento, poroto, lechuga, papaya y crisantemo (Pappu *et al.*, 2009; Scholthof *et al.*, 2011). Este virus tiene un amplio rango de hospederos ya que infecta a más de 1090 especies, pertenecientes a 70 familias botánicas, tanto mono- como dicotiledóneas (Parrella *et al.*, 2003; Hanssen *et al.*, 2010). TSWV se transmiten mediante especies de trips del orden *Thysanoptera* de manera persistente y circulativa-propagativa (Rotenberg *et al.*, 2015). En Argentina, *Frankliniella occidentalis* (Pergande), *Frankliniella schultzei* (Tribom), *Thrips tabaci* (Lindemann) y *Frankliniella gemina* (Bagnall) son las especies de trips vectores de orthospovirus informadas (de Borbón *et al.*, 1999; de Borbón *et al.*, 2006; Salvalaggio *et al.*, 2017). No hay antecedentes de transmisión por semilla botánica o polen.

La enfermedad en el cultivo de papa se denomina “top necrosis” y ocasiona síntomas necróticos en el follaje, tallos y tubérculos. Los tubérculos producidos por plantas infectadas con TSWV pueden tener apariencia normal o presentar malformaciones y manchas internas como anillos o puntos necróticos que en ocasiones son evidentes a través de la epidermis como si fueran líneas concéntricas (Costa y Hooker, 1980). La primera referencia de TSWV afectando a papa fue en el año 1938 en Brasil y en 1947 en Argentina (Costa y Kiehl, 1938; Pontis y Feldman, 1962). TSWV comenzó a ocasionar severas pérdidas económica en el cultivo de papa en la región del Sudeste Bonaerense de la Argentina a partir del 2006 (Carrizo *et al.*, 2010). En esta región, el 25% de la producción de papa se destina a procesamiento industrial destacándose el cv. Innovator (Shepody x RZ-84-2580, HZPC America corporation) por sus características de mediana materia seca y su empleo en producción de bastones y chips fritos (The European Cultivated Potato Database). Innovator es el segundo cultivar más utilizado en Argentina (Saldrigas, 2018).

El TSWV se transmite a los tubérculos, con diferente porcentaje de transmisión según el genotipo, lo que puede ocasionar daños en el aspecto y la comercialización según la variedad (Wilson, 2001). Se ha determinado el porcentaje de transmisión para los siguientes cultivares: Aladin, Arnova, Atlantic, Coliban, Curoda, Desiree, Kennebec, Kondor, Riviera, Russet Burbank y Shepody (Wilson, 2001; Bulajić *et al.*,

2014). Sin embargo, no hay información sobre los niveles de transmisión de TSWV para el cv. Innovator. En Argentina, los productores emplean como semilla, papas certificadas de sanidad controlada para PVY, PVX y PLRV. El uso de semilla sana es una medida de manejo efectiva contra estas virosis que afectan el rendimiento y la calidad de los tubérculos, no obstante el proceso de certificación no incluye al TSWV (Resolución SAGPYA 217, 2002). Un estudio sobre la dinámica espacial y temporal de TSWV en el cv. Innovator determinó que la enfermedad es policíclica, esto sustenta la importancia de utilizar papa-semilla libre de TSWV para disminuir la infección primaria (Salvalaggio *et al.*, 2017).

Hipótesis:

5. El porcentaje de infección de TSWV en papa cv. Innovator desde la planta infectada al tubérculo es similar que del tubérculo a la progenie.

Objetivos:

5. Determinar el porcentaje de infección de TSWV de la planta de papa infectada al tubérculo y del tubérculo a la progenie para el cv. Innovator.
6. Determinar la distribución de TSWV en los tejidos del tubérculo cv. Innovator.

3.2 Materiales y Métodos

3.2.1 Translocación de TSWV de la planta infectada al tubérculo

Se seleccionaron 90 plantas de papa cv. Innovator con síntomas típicos de orthospovirus pertenecientes a una parcela en el campo experimental de la EEA Balcarce (37°42'36"S 58°23'25"O) en el Sudeste Bonaerense. El cultivo se implantó a mediados de octubre de 2016 y se manejó de acuerdo a las prácticas culturales de la zona (Huarte y Capezio, 2013). Para determinar la infección por TSWV, a los 50 días después de la plantación, se recolectó el material foliar de las plantas sintomáticas y se analizaron mediante DAS-ELISA. Las plantas que resultaron positivas para TSWV se marcaron y al finalizar el ciclo de cultivo se cosechó un tubérculo al azar de cada planta infectada. Luego, los tubérculos fueron tratados con Rindite para estimular la ruptura de dormición y se almacenaron durante tres semanas (21 días) a 25°C en oscuridad y 80-90% de humedad relativa para promover la brotación (Hiddema, 1972), de manera de respetar las condiciones que establece el protocolo de análisis de papa

semilla (Resolución SAGPYA 217, 2002). Transcurrido ese período de tiempo se tomaron muestras del tejido vascular de tres secciones del tubérculo: de la base del brote apical, de la base de un brote lateral, y de la médula del tubérculo (Figura 14) con un equipo extractor de savia Tecan AG 450 (según Gugerli, 1979) los cuales fueron analizados para la detección de TSWV.

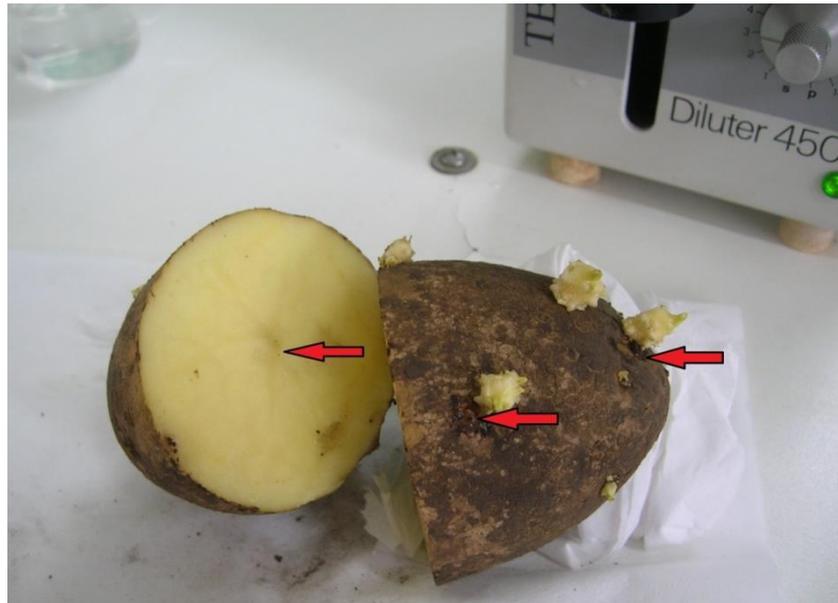


Figura 10. Puntos de muestreo en el tubérculo de papa cv. Innovator para DAS-ELISA. Las flechas rojas indican donde se extrajeron las muestras de tejido (a 5 mm de profundidad): en la base del brote apical, en la base del brote lateral y en el centro de la médula con un equipo extractor de savia Tecan AG 450 (según Gugerli, 1979):

3.2.2 Translocación de TSWV del tubérculo infectado a las plantas de la progenie

Se tomaron con saca bocados el brote apical y el lateral de cada tubérculo los cuales se plantaron en macetas individuales, se colocaron en un invernadero libre de insectos y se hicieron crecer durante 3 a 4 semanas aproximadamente hasta que se desarrollara una plántula con 4 a 5 folíolos (Lacomme *et al.* 2015). Además se registró la presencia de síntomas de la enfermedad. Luego, se tomó de cada plántula la primera hoja apical completamente expandida y se analizó para determinar infección con TSWV.

3.2.3 Detección de TSWV

La detección de TSWV se realizó mediante DAS-ELISA por ser la metodología que se emplea en el programa argentino de certificación de papa-semilla. Se emplearon

placas de microtitulación (NUNC, Maxisorp F96) que se recubrieron con anticuerpos anti-TSWV (Bioreba) 1:1000 (volumen/volumen) en tampón carbonato pH 9,6. Las placas de ELISA se incubaron toda la noche a 5° C, y seguidamente se realizaron tres lavados. El material vegetal se extrajo con el equipo extractor de savia Tecan AG 450 empleando una dilución de 1:20 (peso/volumen) en tampón fosfato (con PVP 20 g.L⁻¹) para la muestra de tubérculos y una dilución de 1:10 (peso/volumen) para las muestras de hoja. Se adicionaron 100 µl del macerado por celda, en tampón fosfato. Luego de incubar las placas a 5 °C durante toda la noche y tres lavados, se colocó el anticuerpo conjugado con la fosfatasa alcalina y nuevamente se incubaron durante 4 horas a 37 °C. Finalmente se les agregó el sustrato p-nitrofenil fosfato (Sigma) a razón de 1 mg/mL⁻¹ y se incubaron 30 minutos en oscuridad y a temperatura ambiente. Luego las placas se leyeron utilizando un lector de microplacas (Tecan, Sunrise) a 405 nm. En las placas se incluyeron dos controles positivos y tres negativos. Las muestras positivas fueron aquellas cuyo valor de absorbancia era superior a la media más tres desviaciones estándar de la absorbancia de los controles sanos. Se analizaron las hojas jóvenes con síntomas característicos de TSWV de plantas de campo, los tres tipos de muestras (tejido debajo del brote apical, lateral y la médula) de cada tubérculo recolectado y la primera hoja completamente expandida de las plantas correspondientes a la progenie de esos tubérculos.

3.2.4 Análisis estadístico

El porcentaje de infección de TSWV de las plantas infectadas al tubérculo y del tubérculo a las plantas progenie se calculó para cada origen de la muestra en el tubérculo (tejido debajo del brote apical, lateral y la médula) y del brote (brote de la yema apical y brote de la yema lateral).

Se realizó un test de independencia con el estadístico chi-cuadrado de Pearson para evaluar la asociación entre el origen de la muestra en el tubérculo y la presencia de TSWV. El nivel de significancia de la prueba fue de 0,05. Se estimó el Riesgo Relativo como la razón de la probabilidad de la presencia de TSWV en el tubérculo según el origen de la muestra en el tubérculo y según el origen del brote (Agresti, 2002). Un riesgo relativo de uno (o cercano a uno) sugiere que no hay diferencias o pequeñas diferencias en el riesgo entre los grupos (la probabilidad de presencia del virus en cada grupo es la misma); un riesgo relativo mayor que uno sugiere un mayor riesgo de presencia de TSWV en un tejido de tubérculo dado; mientras que un riesgo

relativo menor de uno sugiere un riesgo bajo de presencia de TSWV en un tejido de tubérculo dado.

3.3 Resultados

De las 90 plantas de papa de cv. Innovator que fueron analizadas por DAS-ELISA 86 resultaron positivas a la infección con TSWV y los síntomas observados fueron puntos o manchas necróticas en forma de círculos concéntricos en la hoja (Figura 11 a). La evaluación de los síntomas en el tubérculo mostró que el 46% (40/86) presentaron necrosis internas (Figura 11 c y d).

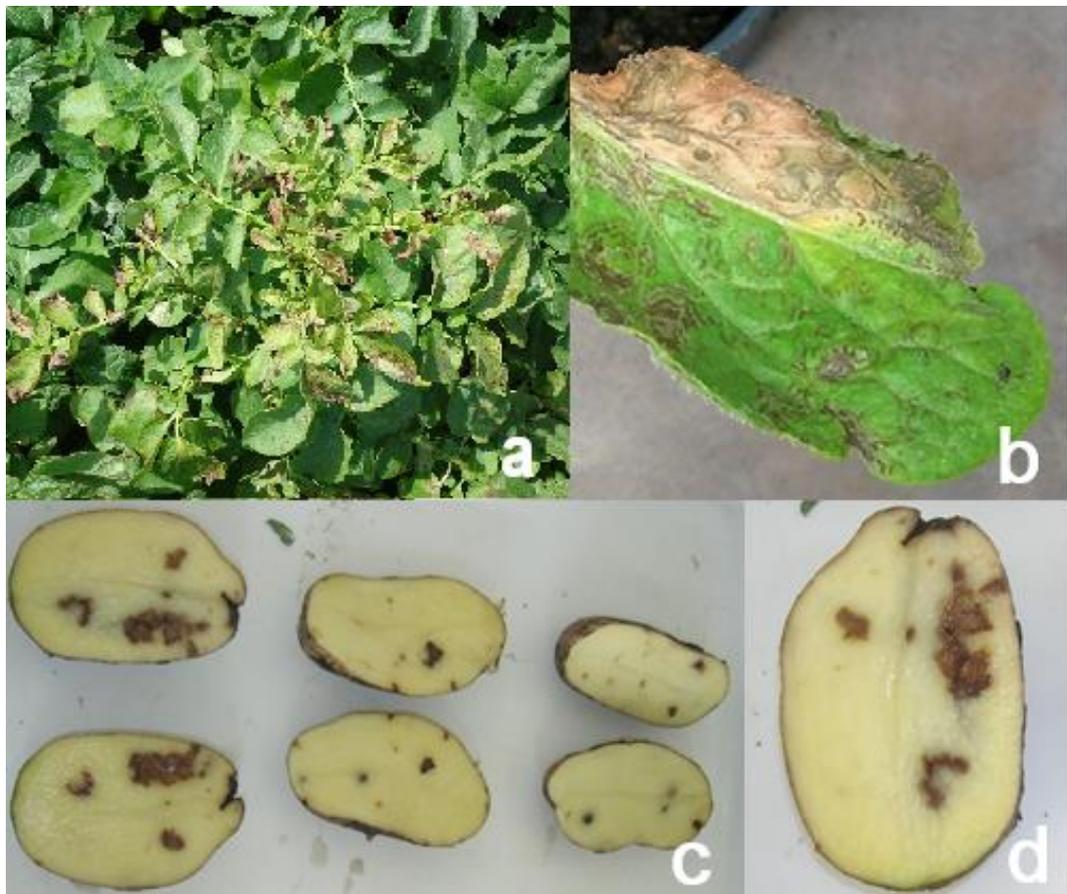


Figura 11. Síntomas de TSWV en papa cv. Innovator a) en el follaje manchas y necrosis b) en el folíolo manchas en forma de anillos necróticos, c y d) en el tubérculo manchas necróticas color herrumbre

El porcentaje de infección de TSWV de la planta al tubérculo fue del 95% para el tejido debajo del brote del extremo apical, del 86% para el tejido debajo del brote lateral y del 87% para el tejido de la médula (Tabla 6). No se detectaron diferencias estadísticamente significativas (valor de $p > 0,05$) en el porcentaje de infección de TSWV calculado a partir de los diferentes tejidos de tubérculos muestreados en un

tubérculo de papa con ruptura de dormición (Tabla 6). La distribución de TSWV en el tubérculo fue uniforme, es decir, la proporción de tubérculos infectados fue la misma, independientemente del origen del tejido del tubérculo muestreado (Tabla 6).

Tabla 6. Porcentaje de infección de TSWV en papa cv. Innovator de la planta madre infectada al tubérculo y del tubérculo a las plantas de la progenie, según el origen del tejido y el brote muestreados en el tubérculo.

Origen de la muestra	Infección de TSWV (%)	
	de la planta infectada al tubérculo	del tubérculo a planta progenie
Apical	95 (82/86) ns	41 (28/69) ns
Lateral	86 (74/86) ns	40 (30/75) ns
Medular	87 (75/86) ns	ND

ns: no significativo estadísticamente (valor- $p > 0,05$) por columna. ND: no determinado

En las plantas de la progenie, los síntomas foliares observados fueron manchas y anillos necróticos en las hojas y tallos (Figura 11 b). El porcentaje de infección de TSWV de los tubérculos infectados a las plantas de la progenie fue del 41% cuando las plantas se originaron a partir de la yema apical y del 40 % para las originadas a partir de la yema lateral (Tabla 7). El porcentaje de infección de TSWV de tubérculo a planta fue menor que de planta a tubérculo para el cv. Innovator.

Cuando se evaluó la asociación entre el origen de la muestra en el tubérculo y la presencia de TSWV, los valores de riesgo relativo fueron cercanos a uno (1,11; 1,09 y 0,99) para el extremo apical, el extremo lateral y la médula del tubérculo respectivamente. Según estos resultados, el riesgo relativo de obtener una planta infectada originada de los brotes apicales o laterales de un tubérculo es la misma, porque los intervalos de confianza fueron cercanos a uno (Tabla 7). Por lo tanto, la probabilidad de infección de TSWV no depende del origen de la muestra en el tubérculo o del tipo de brote en el cv. Innovator.

Tabla 7. Riesgo relativo de infección por TSWV según el origen de la muestra en el tubérculo y riesgo relativo de infección por TSWV en las plantas de la progenie según el origen del brote en el tubérculo.

Origen de la muestra	RR _t	IC _t (95%)*
Apical/Lateral	1,11	[1,00; 1,22]
Apical/Medular	1,09	[1,00; 1,20]
Lateral/Medular	0,99	[0,88; 1,11]
Brote Apical/Brote Lateral	1,01	[0,68; 1,51]

* Intervalo de confianza IC del 95% (IC (95%)) utilizando una aproximación normal para estimar el riesgo relativo de infección por TSWV en el tejido del tubérculo (apical, lateral o medular) o del brote (apical, lateral) que dio origen a las plantas de la progenie. Si el IC (95%) incluye al 1, indica la misma probabilidad de infección con TSWV en cada muestra de tejido.

3.4 Discusión

Los resultados obtenidos en esta tesis muestran que a pesar de que la infección de TSWV de planta a tubérculo fue elevada en el cv. Innovator, los síntomas de necrosis sólo se observaron en la mitad de los tubérculos. Por lo tanto, las inspecciones visuales de los tubérculos proporcionan una indicación poco fiable del nivel de infección en el cv. Innovator. Wilson (2001) observó que una alta proporción de los tubérculos infectados con TSWV presentaron necrosis interna en el cv. Shepody, mientras que en el cv. Russet Burbank muy pocos tubérculos infectados presentaron síntomas. En otros estudios también se observó que la expresión de síntomas está afectada por el cultivar (Bulajić *et al.* 2014).

En este estudio de papa cv. Innovator, el porcentaje de infección de TSWV de la planta infectada al tubérculo resultó elevado (Tabla 6). Wilson (2001) y Bulajić *et al.* (2014) han determinado que el porcentaje de infección de TSWV puede variar del 6% a 92,2%, por lo tanto el resultado obtenido para el cv. Innovator (95%) es el más alto informado hasta ahora. Hay antecedentes que demuestran que el número de tubérculos infectados con TSWV está influenciado por la edad de la planta en el momento que se produce la infección y por la proporción de tallos de cada planta que muestran síntomas de la enfermedad (Wilson, 2001). En este estudio las infecciones naturales se produjeron antes de los 50 días después de la plantación (DDP), durante ese periodo comienza la etapa fenológica de llenado del tubérculo, por lo que la translocación del virus del follaje al tubérculo se pudo ver favorecida. La edad de la planta al momento de la infección afecta la translocación del virus. Por ejemplo para PVY, se informó un fenómeno de resistencia de plantas maduras. La translocación del PVY de las hojas a los tubérculos ocurre más rápido en plantas jóvenes que en

plantas viejas y puede explicarse principalmente por la restricción del movimiento de célula a célula (Dupuis, 2017). Bertschinger *et al.* (2017) también informaron que el control epigenético es el mecanismo causal de autoinfección incompleta de tubérculos de papa infectadas secundariamente con PVY, PLRV, PVX y APMoV.

La diferencia de porcentaje infección de TSWV obtenida para el cv. Innovator de planta infectada a tubérculo y de tubérculo a la progenie, podría deberse a barreras a la translocación del virus. La media de los porcentajes de infección de TSWV de tubérculos infectados a la progenie para el cv. Innovator fue del 40,5 %, mientras que los reportados para cv. Russet Burbank fue del 33,3 % y para Shepody del 77,2 %, estos dos últimos cultivares son los más utilizados a nivel mundial (Wilson, 2001). Estos datos son consistentes con hallazgos previos para otros cultivares, ya que no todos los tubérculos infectados producen plantas infectadas (Wilson, 2001). Bulajić *et al.* (2014) demostraron que el porcentaje de infección de TSWV de la planta al tubérculo y del tubérculo infectado a la progenie se ve afectado por el cultivar y no por el aislamiento de TSWV. Cabe destacar que el 20% y el 13% de las plántulas originadas de los brotes apicales y los brotes laterales, respectivamente, murieron; aunque no se determinó la causa de la muerte, esto podría estar relacionado con diferentes infecciones ocasionadas por TSWV, hongos o bacterias (Tabla 6).

En este estudio, TSWV se detectó por DAS-ELISA con la misma probabilidad utilizando tejido apical, lateral o médula del tubérculo, o el brote apical o lateral del tubérculo (Tabla 7). Bulajić *et al.*, 2014 detectaron una distribución uniforme de TSWV en otros cultivares de papa como Riviera, Arnova, Curoda, Kondor y Aladin, pero en el estudio citado la inoculación fue mecánica. Sin embargo, Wilson (2001) mediante de inoculación mecánica de TSWV detectó una distribución desuniforme del virus en el cv. Russet Burbank, con una alta concentración del virus en la médula y en la yema apical del tubérculo. La distribución y movilidad es diferente para cada virus en los tejidos del tubérculo de papa. PVX se distribuye uniformemente en el tubérculo (Salazar, 1995), mientras que la distribución de PVY es desigual y sufre cambios durante el almacenamiento (Whitworth *et al.*, 2012). En el caso del PLRV, la distribución también es desigual y la concentración máxima de virus se produce en la base del tubérculo (Gugerli y Gehriger, 1980). En Argentina, la certificación de la calidad sanitaria de papa-semilla se realiza mediante pruebas serológicas para PVY, PLRV y PVX. La detección de estos virus en tubérculos latentes requiere del tratamiento con Rindite, que rompe dicha dormición del tubérculo y activa los

mecanismos de transporte al brote apical y, en el caso de un tubérculo infectado por virus, también desencadena el movimiento del virus (Gugerli y Gehriger, 1980; Vetten *et al.*, 1983; Fox *et al.*, 2005). De acuerdo al protocolo indicado por el Instituto Nacional de Semilla se debe muestrear el brote apical para la detección de PVY y PVX, y el brote lateral para la detección de PLRV (Resolución SAGPYA 217, 2002). El alto porcentaje de infección de TSWV en el cv. Innovator determinado en este estudio, sustenta la propuesta de incluir a este virus en las evaluaciones de sanidad en nuestro país. La distribución de TSWV es uniforme en el tubérculo cv. Innovator, si bien se podría utilizar cualquiera de los tejidos, se sugiere tomar la muestra de la base del brote apical para la evaluación por DAS-ELISA, tal como se realiza para PVY y PVX para simplificar el muestreo.

El 46% de los tubérculos infectados con TSWV mostraban síntomas de necrosis interna, lo que implica una reducción en la calidad y el valor comercial de la papa cv. Innovator. Al mismo tiempo, el resto de los tubérculos infectados (54%) no mostraron síntomas evidentes de TSWV, lo cual podría tener consecuencias en la dispersión del virus cuando los productores propagan el tubérculo, guiados por la ausencia de síntomas. Los resultados obtenidos pueden contribuir al diseño de estrategias de control de TSWV y de medidas preventivas para evitar la dispersión de TSWV a otras regiones productoras de papa donde este virus todavía no está presente. Además, el alto porcentaje de infección con TSWV de las plantas y tubérculos detectados para el cv. Innovator, segundo cultivar más utilizado en Argentina, aporta información para la selección de cultivares en el marco de un programa de mejoramiento.

3.5 Conclusión

En este capítulo se recopilaron evidencias suficientes para rechazar la Hipótesis 5, que postulaba que el porcentaje de infección de TSWV en papa cv. Innovator desde la planta infectada al tubérculo es similar que del tubérculo a la progenie, dado que se obtuvo un porcentaje de infección de TSWV del 86% al 95% de la planta al tubérculo y del 40% al 41% del tubérculo a la planta. Al mismo tiempo se pudo determinar que hay una distribución uniforme de TSWV en los tejidos del tubérculo. El 46% de los tubérculos de papa cv. Innovator infectados con TSWV presentan síntomas de necrosis interna.

4. CAPITULO IV: DINÁMICA ESPACIAL Y TEMPORAL DE TSWV-TRIPS EN PAPA

4.2 Introducción

En Argentina TSWV fue identificado en papa por primera vez por en 1947 por Delle Coste y Zabala en Balcarce (Delle Coste y Zabala, 1949). Actualmente la diversidad de los orthospovirus es mayor con la identificación del groundnut ringspot virus (GRSV) y el tomato chlorotic spot virus (TCSV) (Dewey *et al.*, 1996). Se ha observado una distribución geográfica diferencial de las especies de Orthospovirus informadas en Argentina, siendo TSWV el virus prevalente en la regiones de producción hortícola de Buenos Aires (Willians *et al.*, 2001). En la actualidad no se conoce cuáles son las especies de trips que juegan un rol en su epidemiología, ni las condiciones ecológicas que favorecen esta distribución diferencial de los orthospovirus.

Los orthospovirus se transmiten de manera circulativa y propagativa por trips (*Thysanoptera*). De las 7700 especies conocidas, solo 15 son vectores (Mound, 2007; Morris, 2007; Riley *et al.*, 2015). Según Tavella *et al.*, (2002) *Frankliniella occidentalis* (Pergande), trasmite a TSWV con una eficiencia del 62% al 96%, mientras que *Thrips tabaci* (Lindemann) lo hace con una eficiencia mucho menor (4 al 17%). De Borbón *et al.*, (2006) determinó que *Frankliniella gemina* (Bagnall), *F. occidentalis* y *F. shultzei* (Tribom), son especies transmisoras de TSWV y GRSV mientras que *T. tabaci* no transmite ninguno de los dos virus. Solo los trips que adquieren el virus en el estadio larval son capaces de transmitir los orthospovirus. Los estadios de pre-pupa y pupa no se alimentan de las plantas, por lo que durante esta etapa no adquieren ni trasmiten el virus. Los trips adultos son los transmisores y el principal agente de dispersión del virus porque son la única etapa con alas funcionales y en consecuencia con mayor movilidad (Rotenberg *et al.*, 2015). Para que un trip sea competente como vector deben ocurrir varios procesos. La adquisición del virus por los trips se limita a un periodo preciso durante el primer y segundo estadio larval, cuando existe un contacto temporal entre los músculos viscerales del intestino medio y las glándulas salivales (Nagata *et al.*, 1999; Moritz *et al.*, 2004). El virus se replica en las células epiteliales del intestino medio y luego circula hasta que alcanza la glándula salival primaria donde se acumula. Se ha demostrado que la extensión de la infección de las glándulas salivales es un determinante crítico de un evento de transmisión exitoso (Nagata *et al.*, 2002). La eficiencia de la transmisión del virus se correlaciona con el

título del virus en insectos individuales y con la cantidad de virus adquirido por los trips en estadio larval (Rotenberg *et al.*, 2009).

El análisis de la dinámica espacial y temporal de la enfermedad es importante para entender y para manejar la epidemia. Los patrones de distribución espacial de una enfermedad son influenciados por varios factores; tanto bióticos como abióticos, que emergen de la relación entre el patógeno y el hospedante en un momento determinado. Además, la geografía de un sitio está correlacionada con los procesos ecológicos específicos que determinan la dispersión y el comportamiento de un insecto (Campbell y Madden, 1990; Campbell y Noe, 1985; Madden *et al.*, 2007; Gray *et al.*, 1986; Madden y Campbell, 1986). A medida que la enfermedad progresa en el tiempo, los patrones de asociación de las plantas enfermas se relacionan con la arquitectura del cultivo (follaje abierto o cerrado, hojas erectas o decumbentes, tamaño de la planta y distribución espacial de la planta). Por ejemplo, la infección primaria generalmente se dispersa en forma aleatoria; mientras que en las infecciones secundarias la dispersión es de una planta infectada a las plantas contiguas y a menudo conducen a una distribución agregada de la enfermedad. La ubicación y la densidad de las plantas sintomáticas pueden proporcionar información sobre la tasa de dispersión, la dinámica de transmisión del virus, la dispersión del vector y los efectos de las prácticas culturales (Madden *et al.*, 2007). Camann *et al.* (1995) determinaron que el progreso de la enfermedad de TSWV en el cultivo de maní se ajustó a un modelo monomolecular, observando una distribución al azar o en pequeños “clusters” de plantas infectadas. Por lo tanto, en este capítulo se propone la siguiente hipótesis y consiguientes objetivos.

Hipótesis:

6. La enfermedad ocasionada por TSWV se comporta como monocíclica en papa cv. Innovator en el Sudeste Bonaerense.
7. Las distintas especies de especies de trips presentes en el cultivo de papa en la región del Sudeste Bonaerense poseen similar abundancia.

Objetivos:

7. Determinar la dinámica temporal y espacial de la enfermedad causada por TSWV-trips en papa cv. Innovator en la región Sudeste Bonaerense.

4.3 Materiales y métodos

4.3.1 Características del ensayo a campo

El experimento se realizó en una parcela de 115 x 25 m de cultivo de papa cv. Innovator en el campo experimental del INTA EEA Balcarce (37 ° 42 '36 "S 58 ° 23' 25" W) en el Sudeste Bonaerense, Argentina. La fecha de plantación fue el 22 de octubre de 2014. Se cortaron 4.000 tubérculos de papa entera en 3 o 4 piezas y se plantaron 13.800 con una distribución de 4 plantas por metro en la fila y 0,85 m entre filas en la parcela. El manejo se realizó bajo las prácticas culturales comunes para los cultivos de papa de la zona (Huarte y Capezio, 2013), pero sin aplicaciones de insecticidas para el control de los trips. Se realizó una aplicación del herbicida de pre-emergencia metribuzin, y se fertilizó en el momento de la plantación. Para el control de la enfermedad del tizón tardío se efectuaron semanalmente aplicaciones de fungicidas de contacto o sistémicos. Debido a la presencia de la plaga *Epicauta adspersa* se tuvieron que realizar dos aplicaciones del insecticida clorpirifos a 59 DDP y 80 DDP. Además, fue necesario realizar seis riegos suplementarios de 30 mm cada uno.

4.3.2 Infección inicial de TSWV en la papa semilla

De un total de cuatro mil tubérculos, se seleccionaron aleatoriamente noventa tubérculos (2,25 %) los cuales fueron analizados por DAS-ELISA para detectar la presencia de TSWV, PLRV y PVY (Bioreba). No se analizaron otros orthospovirus, ya que estudios previamente realizados de RT-PCR Multiplex identificaron que TSWV es el único orthospovirus presente en la zona Sudeste de la Argentina (López Lambertini, comunicación personal). Se tomó con un sacabocados la yema apical de cada tubérculo seleccionado, se plantaron en macetas con suelo estéril y se mantuvieron en un invernadero libre de insectos. Transcurridas 6 semanas las plantas fueron evaluadas por DAS-ELISA. Para ello se utilizaron placas (NUNC, Maxisorp F96) que se recubrieron con 200 µL de anticuerpo por celda (Bioreba) con tampón carbonato a pH 9,6 durante la noche. Después se incubó con 200 µL de macerado de hoja en tampón fosfato (pH 7,4) durante 16 horas a 5 °C. En las placas se incluyeron dos controles positivos y tres negativos. Luego de tres pasos de lavado, se incubó el anticuerpo conjugado con la fosfatasa alcalina durante 4 horas a 37 °C. Se realizó la incubación con el sustrato p-nitrofenil fosfato (Sigma) a razón de 1 mg/mL⁻¹ durante 1 hora en oscuridad y a temperatura ambiente. Por último, las placas se leyeron a 405 nm utilizando un lector de microplacas (Tecan, Sunrise). Una muestra se consideró

positiva cuando el valor de absorbancia resultó superior a la media más tres desviaciones estándar de la absorbancia de los controles sanos.

4.2.3. Distribución temporal y espacial de la enfermedad y recolección de datos

Para determinar la dinámica temporal y espacial de TSWV, la parcela se examinó cinco veces a intervalos de 14 días y se registró el número de plantas sintomáticas a los 29 continuando a los 43, 56, 70 y 84 DDP. Se registraron las plantas con síntomas típicos de TSWV, por ejemplo: manchas necróticas concéntricas en las hojas, necrosis del tallo y la muerte del brote terminal y se marcaron con diferentes colores en cada fecha de muestreo. Para confirmar la infección con TSWV en las plantas evaluadas visualmente, se tomaron muestras de tejido y se analizaron por DAS-ELISA, en cada fecha de muestreo. En las fechas de muestreo de 43 y 56 DDP se analizó cada planta sintomática por DAS-ELISA. Como en la evaluación de los 70 y 84 DDP se observaron un gran número de plantas con síntomas, se tomaron al azar hasta 200 muestras para análisis serológico.

La incidencia se calculó como la proporción de plantas sintomáticas sobre el número total de plantas en la parcela. Para analizar la distribución temporal de la enfermedad se evaluó la bondad de ajuste de los modelos Monomolecular, Logístico y de Gompertz. Estos análisis se llevaron a cabo utilizando el software estadístico InfoStat (2011); las funciones de regresiones no lineales fueron ajustadas por mínimos cuadrados ordinarios. La parcela se dividió en cuadrantes de 1 m x 0,85 m, con 4 plantas y se registró el número de plantas enfermas por cuadrante.

El análisis espacial de la enfermedad se realizó mediante dos metodologías de evaluación. Se realizó la prueba χ^2 de bondad de ajuste para la frecuencia de distribución de plantas sintomáticas por cuadrante, comparando con las distribuciones esperadas bajo los modelos Binomial, Poisson y Binomial negativo (Schabenberger y Pierce, 2002). De esta manera se puede estimar el tipo de patrón de dispersión (regular, aleatorio o agregado). Para las prueba de χ^2 los cuadrantes se combinaron de manera de aumentar el tamaño de los mismos para que el 80 % ó más de los cuadrantes en el conteo tuvieran más de 1 planta enferma. En aquellas fechas de siembra que mostraron patrones agregados, se utilizó el índice de dispersión según la relación entre la varianza y la incidencia media de la enfermedad. Si la distribución fuera agregada, los recuentos en un cuadrante serían mayores que lo esperado en un modelo aleatorio. Si la distribución fuera regular, el recuento debería presentar una

varianza más baja que en una distribución aleatoria, y el índice de dispersión sería pequeño.

Para la segunda metodología, se utilizaron los mapas de incidencia de la enfermedad para analizar las distribuciones en dos dimensiones mediante la prueba de aleatoriedad espacial completa (Schabenberger y Pierce, 2001) basado en las distancias entre plantas sintomáticas. Se realizaron mil simulaciones utilizando el paquete estadístico "splanco" (Rowlingson y Diggle, 2015) del software estadístico R (R Core-Team, 2015).

4.2.4 Distribución temporal del vector

La distribución temporal de los vectores se determinó mediante el análisis del número y tipo de especies de trips vectores durante cinco veces a intervalos de 14 días en el cultivo de papa desde la emergencia de las plantas hasta fines de la madurez. Las estaciones de muestreo que se establecieron en el ensayo a lo largo de un transecta diagonal, fueron una central (II) y dos en los bordes de la parcela (I y III) (Mujica 2001); la estación central se subdividió en 4 subestaciones y las estaciones de borde en 3 subestaciones, con un total de 10 subestaciones, una cada 10 metros. En cada subestación, se recolectaron sub-muestras que consistían en folíolos colectados al azar de plantas dentro de un radio de 0,8 m. Para la colecta de folíolos, se consideraron tres estratos desde la base de la planta hasta el ápice del tallo principal [estrato basal (EB, 0-20 cm), estrato medio (EM, 20-40 cm) y estrato superior (ES, 40 cm en adelante)]. De cada estrato, se muestrearon aleatoriamente 5 folíolos y una inflorescencia (cuando estaba presente). Se tomaron un total de 15 folíolos por sub-estación y 150 folíolos en total. Los folíolos recogidos se procesaron en el laboratorio para la posterior identificación de los trips. Las muestras se agitaron en un papel blanco. Los trips se recolectaron con un pincel y se colocaron en viales con alcohol al 70 % para la posterior identificación de adultos y larvas. El número total de trips de cada muestra se contó utilizando una lupa. Los trips se identificaron con un microscopio estereoscópico utilizando un aumento de 80x utilizando las claves taxonómicas de Borbón (2007) y Riley *et al.* (2011).

4.4 Resultados

4.4.1 Infección inicial de los tubérculos semilla

Uno de cada 90 tubérculos de papa semilla del cv. Innovator resultó positivo a TSWV. Se determinó un nivel de infección inicial de TSWV de 1,1 %. También se determinó un nivel de infección del 2,2 % para PVY. Los tubérculos resultaron negativos a infección con PLRV.

4.4.2 Incidencia de TSWV

La incidencia de TSWV durante la campaña 2014-2015 en el cultivo de papa alcanzó el 14,6 %, comenzando con una infección inicial del 1,1 %. Los síntomas observados fueron: manchas y anillos necróticos en las hojas y en los tallos, clorosis en las hojas, necrosis del ápice, muerte de uno o más tallos y ocasionalmente la muerte de toda la planta (Figura 12). Más del 95 % de las plantas identificadas como sintomáticas por observación visual se confirmaron como positivas a TSWV por DAS-ELISA, mostrando una buena correlación entre la evaluación visual de la enfermedad y la serológica. La incidencia de la enfermedad fue de 0 % a los 29 DDP, 0,2 % a los 43 DDP, 2,2 % a los 56 DDP, 11,6 % a los 70 DDP y 14,6 % a los 84 DDP.



Figura 12. Síntomas del tomato spotted wilt virus (TSWV) en papa cv. Innovator a) manchas y anillos necróticos en hojas; b) necrosis del ápice y manchas necróticas en los tallos y c) muerte del tallo

4.3.3 Progreso de la enfermedad

La curva de progreso de la enfermedad ocasionada TSWV se ajustó a un modelo logístico. Este se caracteriza por un crecimiento sigmoideo típico con un incremento inicial gradual de la incidencia de TSWV, seguido de un rápido progreso y luego una posterior inflexión cuando el desarrollo de la enfermedad se ralentiza y alcanza un

nivel de estabilización (Figura 13). El punto de inflexión ocurrió a los 64 DDP (incidencia 7,5 %), momento en que la variación de la incidencia de la enfermedad disminuyó significativamente. Este momento coincide con el estado fenológico de floración. El máximo valor de la incidencia de TSWV fue del 14,6 % que ocurrió a aproximadamente a los 84 DDP durante los estados fenológicos de crecimiento del tubérculo y el inicio de la etapa de maduración del follaje. El modelo logístico mostró un ajuste perfecto, seguido del modelo Gompertz con corrimiento y el modelo Gompertz (Tabla 8). El modelo monomolecular no se ajustó al progreso de la enfermedad. Los valores estimados de los parámetros que describen el modelo logístico fueron: $\alpha = 0,15$, $P < 0,0001$; $\beta = 1.205.372,93$; $P = 0,0105$ y $\gamma = 0,22$; $P = 0,0001$.

Tabla 8. Resumen de estadísticos utilizados para el análisis temporal de TSWV, en papa cv. Innovator en Balcarce en la campaña 2014-2015.

Modelo	y =	AIC	BIC
Logístico	$\alpha / (1 + \beta \cdot \exp(-\gamma \cdot \text{DDP}))$	-63,38	-64,94
Gompertz	$\alpha \cdot \exp(-\beta \cdot \exp(-\gamma \cdot \text{DDP}))$	-48,60	-50,17
Gompertz con corrimiento	$\alpha \cdot \exp(-\beta \cdot \exp(-\gamma \cdot \text{DDP})) + \delta$	-50,07	-52,02

AIC: Criterio de Información de Akaike, BIC: Criterio de Información Bayesiana

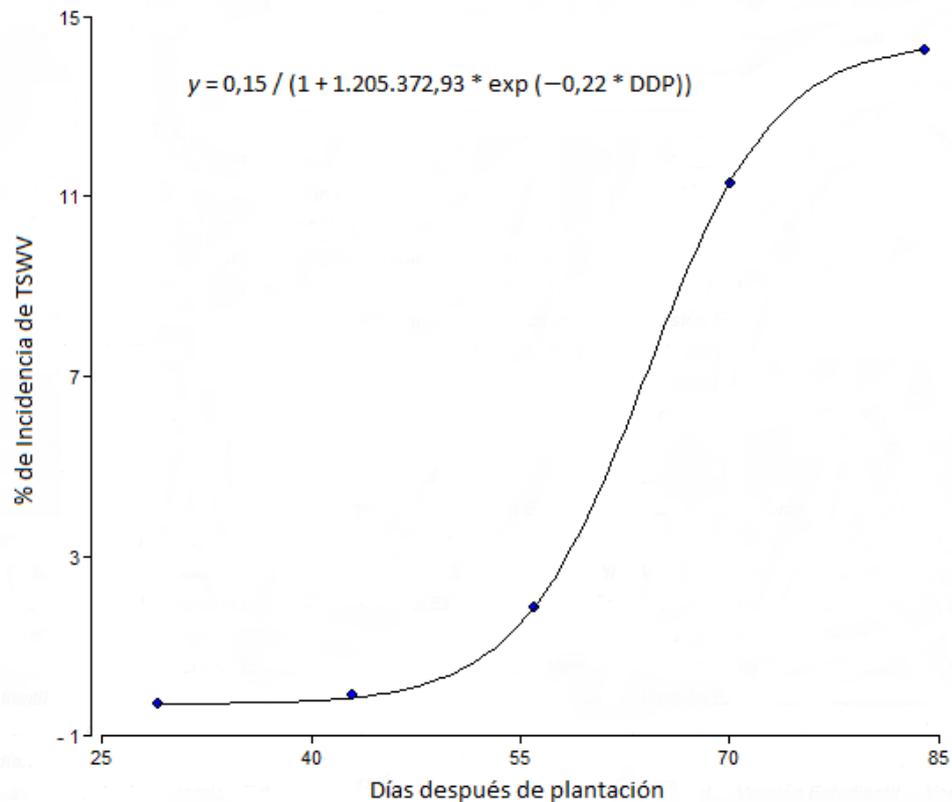


Figura 13. Progreso temporal de TSWV, ajustado al modelo Logístico en papa cv. Innovator en Balcarce. La línea llena es la incidencia predicha por el modelo y los puntos indican las incidencias observadas de TSWV en el campo evaluado en la campaña 2014-2015.

4.3.4 Modelos de distribución espacial de la enfermedad

Al momento de la primera evaluación, a los 29 DDP, las plantas no manifestaron síntomas de la enfermedad. Luego a los 43 DDP la incidencia de la enfermedad fue de 0,2 % y se identificó un patrón aleatorio de agregación (Índice de dispersión $I = 1,08$). También se reconoció un patrón aleatorio a los 56 DDP (Incidencia = 2,2 %, $I = 1,16$). Fue posible realizar la prueba χ^2 solo para las dos últimas fechas de evaluación ya que cumplían con los supuestos, el tamaño del cuadrante quedó determinado en 4 m de ancho por 4,25 m de largo. Se observó un patrón agregado a los 70 DDP ($\chi^2 = 337,05$, $p < 0,0001$; $I = 2,26$) y a los 84 DDP ($\chi^2 = 897,54$, $p < 0,0001$; $I = 5,36$). Se obtuvieron resultados similares con el análisis de dos dimensiones utilizando mapas de incidencia (Figura 14). Se determinó un patrón de distribución aleatorio de la enfermedad para las fechas de 43 DDP ($p = 0,356$) y de 56 DDP ($p < 0,0001$) y se ajustó a un patrón agregado para las fechas de 70 DDP ($p < 0,0001$) y 84 DDP ($p < 0,0001$) (Figura 14).

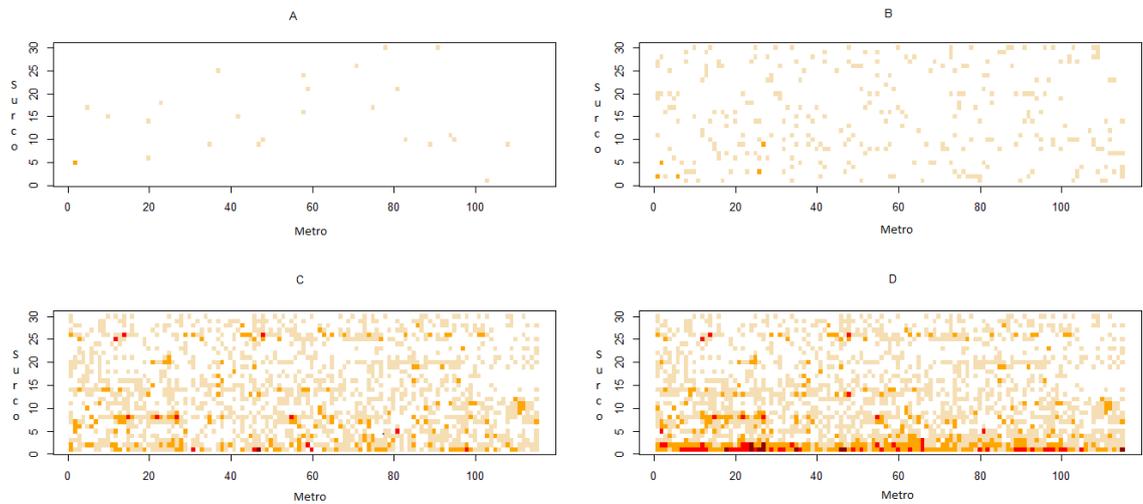


Figura 14. Distribución espacial de la incidencia de TSWV, en papa cv. Innovator en Balcarce (2014-15), a los A (43 DDP), B (56 DDP), C (70 DDP) y D (84 DDP). Los cuadrantes se presentan en unidad de superficie (4 m x 4,25 m) y los colores indican la incidencia de enfermedad (blanco=0 planta enferma/m, amarillo=1 planta enferma/m, trigo=2 planta enferma/m, naranja= 3 planta enferma/m, rojo= 4 planta enferma/m).

4.3.5. Dinámica temporal de los trips vectores

Se observaron larvas y adultos de trips durante todo el ciclo del cultivo de papa. Las especies de trips vectores identificadas fueron *T. tabaci* ($n = 453$), *F. occidentalis* ($n = 141$), *F. schultzei* ($n = 34$) y *F. gemina* ($n = 5$) (Tabla 9). Cabe señalar que *T. tabaci* y *F. occidentalis* fueron especies residentes en el cultivo de papa durante la campaña 2014-2015. *F. schultzei* y *F. gemina* fueron especies ocasionales ya que se presentaron en muy bajo número y su presencia coincidió sólo con la etapa de floración del cultivo. Las flores tienen un alto valor alimenticio y son atractivas para estos insectos debido a su polen. El número máximo de vectores de trips adultos y estadios larvarios se observó a los 43 y 56 DDP, en coincidencia con el estadio de floración (Figura 15).

Tabla 9. Abundancia de trips adultos e inmaduros en papa cv. Innovator, durante la campaña 2014-2015 en Balcarce.

Fecha	Número de trips adultos por especie				Número de trips inmaduros	Total
	<i>T. tabaci</i>	<i>F. occidentalis</i>	<i>F. schultzei</i>	<i>F. gemina</i>		
29 DDP	5	0	0	0	0	5
43 DDP	150	3	2	0	2	157
56 DDP	188	105	31	4	101	429
70 DDP	86	14	1	1	46	148
84 DDP	24	19	0	0	63	106
Total	453	141	34	5	212	845

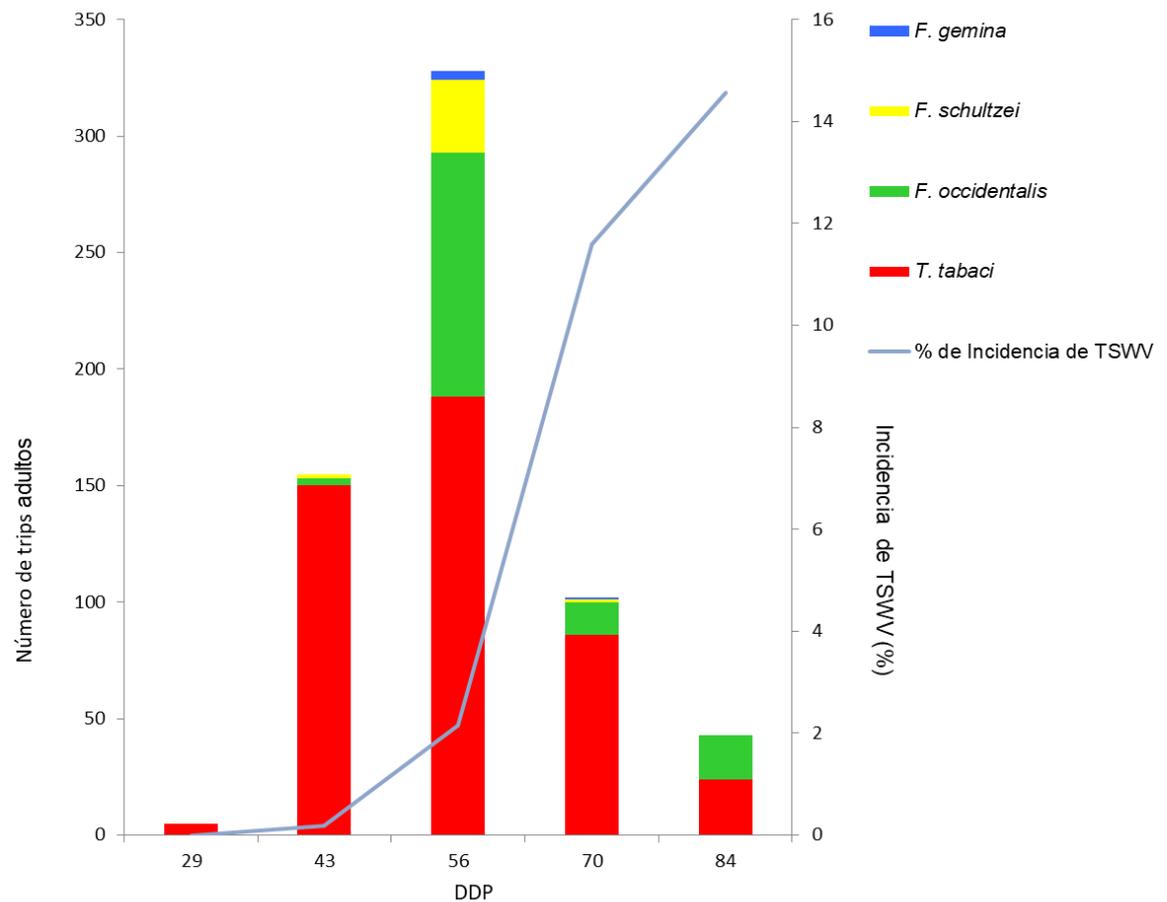


Figura 15. Incidencia de TSWV, y número de trips adultos para cada especie, presentes en papa cv. Innovator en Balcarce durante la campaña 2014-2015.

4.5 Discusión

La incidencia de TSWV en el presente estudio alcanzó un máximo de 14,6 % con una infección inicial de 1,1 % en los tubérculos de papa-semilla. La diferencia de valores de incidencia de TSWV del 14,6 % en comparación a los estimados en el capítulo II que resultaron más bajos entre 0,91 % al 0,16 % se debe a la diferencia de medidas de control. En este ensayo no se realizaron aplicaciones de insecticidas para el control de los trips mientras que en los campos de producción evaluados en el capítulo II si se realizaron aplicaciones según esquemas de cada productor. Sin embargo, hay otro reporte del Sudeste Bonaerense sobre una infección inicial con TSWV del 2 % y una mayor incidencia final de la enfermedad del 28 % para el mismo cultivar con aplicación de insecticida (Jacobsen *et al.*, 2013). Hay ejemplos en la literatura mundial de incidencia altamente variable de TSWV para diferentes cultivos, dependiendo de las condiciones climáticas locales, variedad o cultivar, fecha de siembra, densidad de plantas y tipo de insecticida utilizado. Por ejemplo, las incidencias de TSWV en cultivos de lechuga informadas fueron de 8,64 % (Moreno *et al.*, 2007), 6–32 % (Cho *et al.*, 1987) y 25–65 % (Wilson, 1998).

Por otro lado, los tubérculos de papa-semilla utilizados en este ensayo resultaron negativos para PLRV pero con infección para PVY. El programa de certificación argentino para semillas de papa establece límites de infección viral para PVY y PLRV, pero no para TSWV. Las semillas usadas se clasificaron como adecuadas para la producción de papa de consumo bajo la regulación argentina (Resolución SAGPYA 217, 2002). En la literatura no hay antecedentes con respecto a los efectos de la co-infección entre TSWV y PVY teniendo en cuenta sus distintas características (genoma, vectores y tipo de transmisión).

La curva de progreso de la enfermedad para TSWV en el cultivo de papa cv. Innovator en el Sudeste Bonaerense se ajustó a un modelo logístico con una progresión policíclica de la enfermedad, caracterizada por ciclos repetidos de infección (Figura 13). En este estudio la fuente de inóculo inicial fue la papa-semilla infectada con TSWV. Sin embargo, el nuevo ciclo de infección está relacionado con los trips vectores. Un modelo policíclico se caracteriza por una alta incidencia de la enfermedad, lo que ocurre cuando los trips vectores pueden multiplicarse en el cultivo, en las malezas o en las plantas de papas espontáneas adyacentes. Si la duración del ciclo de cultivo es suficiente para que se desarrollen más generaciones del vectores, se esperan nuevos ciclos de infección (Jones, 2004; Pappu *et al.*, 2009). Aunque en el

marco de esta tesis no se estudió el rol de las malezas, hay antecedentes para la región sobre el rol de las malezas o plantas nativas como hospedantes alternativos de TSWV y del trip vector (Campbell y Madden, 1990; Latham y Jones, 1996; Gitaitis *et al.*, 1998; Wilson, 1998; Groves *et al.*, 2002; Carrizo, 2002; Nischwitz *et al.*, 2006). A medida que avanza el ciclo del cultivo de papa, el follaje va aumentando y se produce el cierre del entresurco y contacto entre plantas, permitiendo el traslado de las larvas del trip vector de una planta a otra y favoreciendo la dispersión secundaria generando un patrón agregado de la enfermedad. En otros estudios describen que el progreso de TSWV en el maní se ajustó a un modelo monomolecular, Camann *et al.* (1995) observaron que las plantas infectadas tenían un patrón de distribución aleatorio o en pequeños grupos, resultado de la transmisión primaria y de una dispersión secundaria limitada de TSWV (Camann *et al.*, 1995; Culbreath *et al.*, 2003). Esto sucede cuando los trips infecciosos provienen de una fuente externa al cultivo y el vector no puede multiplicarse en el mismo cultivo, entonces la enfermedad se desarrolla bajo un modelo monocíclico. En Brasil, esto también se observó en cultivos de tabaco, donde las plantas infectadas por GRSV mostraron un patrón predominante de dispersión aleatoria, y sólo en algunos casos se observaron grupos de plantas enfermas ya que la dispersión secundaria era limitada (Silva *et al.*, 2001).

En el presente estudio, se determinó un patrón espacial aleatorio a los 43 y 56 DDP podría explicarse por la infección inicial del tubérculo semilla con TSWV y la baja población de trips (Figura 14 y Tabla 9). El patrón de agregación observado posteriormente a los 70 y 84 DDP podría ser producto del efecto combinado de la abundancia del trip *F. occidentalis* y su progenie (trips inmaduros) detectados en la etapa de floración (Tabla 9 y Figura 14). *F. occidentalis* cuando está infectado con TSWV exhibe mayor longevidad y supervivencia, así como fecundidad (Ogada *et al.*, 2013). Esta interacción mutualista entre TSWV y el trip podría haber resultado en un aumento de la población de *F. occidentalis* y en consecuencia de la enfermedad. Además, Ogada *et al.* (2016), demostraron que *F. occidentalis* presenta un comportamiento preferencial, ya que cuando es infectado por TSWV prefiere alimentarse de plantas sanas, mientras que cuando no están infectado prefiere alimentarse de plantas infectadas lo que lleva a un aumento en la tasa de transmisión que influye en la dinámica de propagación de la enfermedad. En este estudio, la ubicación del patrón agregado en la parcela (Figura 14 C y D), coincidió con los vientos predominantes NW (frecuencia relativa= 0.13) y NE (frecuencia relativa = 0.127) y, en consecuencia, con el sitio de entrada de los vectores de trips en el campo.

Fernandes y Fernandes (2015) determinaron una correlación positiva significativa entre la densidad de trips y el viento en cultivos de papa y tomate, ya que los insectos pueden ser transportados pasivamente por el viento (Arévalo y Liburd, 2007). Coutts *et al.* (2004) también determinaron que la dispersión de TSWV en un cultivo de lechuga es mayor a favor del viento predominante. Por lo tanto, la segunda infección podría también explicarse por la llegada al cultivo de *F. occidentalis* dispersado por los vientos dominantes (Figura 14). *F. occidentalis* es la especie de trips señalada con mayor eficiencia en la transmisión de TSWV (Sakurai *et al.*, 2002; Nagata *et al.*, 2004). Otro factor que podría contribuir al patrón agregado de la enfermedad sería el rol de reservorio de TSWV y trips de las malezas y cultivos aledaños como de soja que se encontraban ubicados en dirección a los vientos predominantes. De acuerdo con Nischwitz *et al.* (2006), la soja es asintomática para el TSWV. Aunque no hay reportes de TSWV infectando soja en Argentina, si se ha identificado a GRSV en el norte de Buenos Aires, Sudeste de Córdoba y sur de la provincia de Santa Fe (López Lambertini y Fiorona, 2008). *F. schultzei*, el trip más abundante en el cultivo de soja, es el responsable de la transmisión de GRSV (López Lambertini y Fiorona, 2008). Como la situación es diferente en el Sudeste de Buenos Aires, sería interesante determinar si la soja podría tener un papel como reservorio de TSWV para los cultivos de papa.

T. tabaci y *F. occidentalis* fueron las especies más abundantes identificadas en este estudio (Figura 15). *T. tabaci* fue la especie más abundante desde la primera etapa del cultivo y *F. occidentalis* alcanzó un máximo número de individuos en la etapa de floración. Los datos observados en este estudio concuerdan con estudios epidemiológicos realizados en la misma área de cultivo de papa durante 2009–2010 (Jacobsen *et al.*, 2013; Vincini *et al.*, 2014). Los autores identificaron que los estadios larvales L1 y L2 pertenecían en su mayoría a *F. occidentalis* y en una proporción menor a *T. tabaci*. Esta observación es importante porque en los estadios larvales, L1 y L2, los trips adquieren TSWV. Nagata *et al.* (2004) y De Borbón *et al.* (2002) han demostrado que *F. occidentalis* transmite TSWV de manera eficiente. Sin embargo, el rol epidemiológico de *T. tabaci* como vector es distinto entre diferentes ecosistemas. De Borbón *et al.* (2006) determinaron que *T. tabaci* no podía transmitir TSWV en condiciones experimentales. Chatzivassiliou *et al.* (2002) demostraron que poblaciones de *T. tabaci* provenientes de tabaco lograron transmitir TSWV, mientras que una población colectada de puerro no fue capaz de transmitirlo. Dado que el número de individuos de *T. tabaci* determinada en el cultivo de papa en el presente estudio fue

abundante y los antecedentes reportados, debería confirmarse su rol como vector de TSWV. Por lo expuesto, se atribuye a *F. occidentalis* un rol fundamental en la transmisión de TSWV en papa.

El número de conteos de *F. occidentalis* aumentó considerablemente durante el período de floración del cultivo (56 DDP) y esto podría asociarse con el aumento de la incidencia de TSWV (Figura 15) y el patrón agregado observado de la enfermedad a 70 y 84 DDP (Figuras 14 C y Figura 14 D). A los 59 DDP fue necesario realizar un control con insecticida, para controlar “bicho moro” (*Epicauta adspersa*), esta práctica puede haber reducido la población de trips. Además, el bajo número de trips registrado a los 59 DDP se podría explicar debido a que las plantas dejaron de ser atractivas para los trips por la finalización de la floración.

Desde el estadio larval en el cual el trips adquirió el virus a la generación de adultos alados puede pasar tres o más semanas pero para una inoculación exitosa requiere menos de 5 minutos de alimentación en la planta sana (Jones, 2004). Por todo lo expuesto, el monitoreo y control de *F. occidentalis* es fundamental y sobre todo al comienzo de la floración en donde la abundancia de polen atrae los trips al cultivo de papa.

4.6 Conclusión

Se recopilaron evidencias suficientes para rechazar la hipótesis 6 que postulaba que la enfermedad ocasionada por TSWV se comporta como monocíclica en papa cv. Innovator en el Sudeste Bonaerense, dado que se determinó que la enfermedad es policíclica. La misma se ajustó a un modelo logístico, donde la papa-semilla infectada es el inóculo primario y presenta una distribución espacial aleatoria. El inóculo secundario se relacionó a la llegada de *F. occidentalis* durante la floración del cultivo con un patrón agregado de la enfermedad. Por otra parte, todas las especies identificadas (*T. tabaci*, *F. occidentalis*, *F. schultzei* y *F. gemina*) presentaron diferente número de adultos a lo largo del cultivo de papa por lo que se rechaza la hipótesis 7, que postulaba las distintas especies presentes en la región del Sudeste Bonaerense poseen similar abundancia.

5. CONCLUSIÓN GENERAL

En función de los resultados de la presenta tesis se destacan las siguientes conclusiones sobre las virosis en el cultivo de papa:

- i. Existe una gran diversidad de especies reportadas y una distribución diferencial en America del Sur.
- ii. En América del Sur, se reportaron 34 especies virales infectando papa, en orden de diversidad se mencionan 22 especies virales en Perú, 15 especies virales en Colombia y Ecuador, 12 especies virales en Argentina, 10 especies virales en Brasil, 8 especies virales en Chile, 6 especies virales en Bolivia y 1 especie viral en Venezuela.
- iii. Las especies virales reportadas infectando papa que poseen distribución global en América del Sur son PVY, PLRV, PVS y PVX.
- iv. Las especies virales infectando papa distribuidas en determinados países son PVU, PAMV, PBRV, PVT, SB-41, SALCV y WPMV reportadas en Perú, SbV2, BPEV, CPSbV y PYMV en Colombia; ToMV en Ecuador, PVP y TCSV en Argentina y ToSRV en Brasil infectando papa.
- v. PVY y PLRV presentaron una distribución global en Argentina
- vi. En Argentina las especies virales reportadas solo en algunas regiones productoras de papa son APMoV, PVM y PVV en Jujuy, PVP-Arg en Buenos Aires y TCSV en Mendoza.
- vii. Hay distribución diferencial de las especies de orthospovirus GRSV en papa se reportó en Córdoba y Tucumán, TSWV en Buenos Aires y Mendoza y TCSV en Mendoza.
- viii. En el Sudeste Bonaerense las especies virales identificadas son PVY, PLRV, PVX, PVS, PVP, TSWV y ToYVSV.
- ix. Se encontró que los valores de incidencia para PVY, PLRV y TSWV fluctuaron entre campañas agrícolas en ambas categorías de producción de papa en el Sudeste Bonaerense.

- x. PVY fue el virus con mayor incidencia en las áreas de producción de papa para consumo-industria (4,7% al 17,6%) y también para papa-semilla (0% al 5,7%) en el Sudeste Bonaerense desde el 2013 al 2019.
- xi. TSWV fue el siguiente virus en orden de incidencia en las áreas de producción de papa para consumo-industria (0,1% al 0,9%) y para papa-semilla (0% al 2,3%) en el Sudeste Bonaerense desde el 2013 al 2019.
- xii. PLRV fue el virus con menor incidencia en las áreas de producción de papa para consumo-industria (0% al 0,2%) y también para papa-semilla (0% al 0,8%) en el Sudeste Bonaerense desde el 2013 al 2019.
- xiii. PVX no se detectó en la categoría de papa-semilla en el Sudeste Bonaerense desde el 2013 al 2019.
- xiv. Se reportaron por primera vez infecciones mixtas que involucran al TSWV combinado en infecciones dobles y triples con PVY y PLRV en el cultivo de papa en Argentina.
- xv. Se determinó una disminución en los niveles de infección para PVY, PLRV, PVX y TSWV a los largo de los últimos 35 años en el área diferenciada de producción de papa-semilla del Sudeste Bonaerense.
- xvi. PVX no se detectó en la categoría de papa-semilla en el Sudeste Bonaerense desde el 2010 al 2020.
- xvii. El porcentaje de infección de TSWV de planta infectada al tubérculo es del 95% para el tejido del brote apical, de 86% para el tejido del brote lateral y de 87% para el tejido de la médula en el cv. Innovator.
- xviii. El porcentaje de infección de TSWV del tubérculo infectado a las plantas de la progenie es del 41% cuando las plantas se originaron a partir de la yema apical y del 40% cuando las plantas se originaron a partir de la yema lateral en el cv. Innovator.
- xix. La distribución de TSWV es uniforme en los tejidos del tubérculo de papa cv. Innovator.
- xx. El 46% de los tubérculos de papa cv. Innovator infectados con TSWV presentan síntomas de necrosis interna.

- xxi. TSWV se ajusta a una enfermedad policíclica en papa cv. Innovator en el Sudeste Bonaerense.
- xxii. La curva de progreso de la enfermedad para TSWV en el cultivo de papa cv. Innovator en el Sudeste Bonaerense se ajustó a un modelo logístico con una progresión policíclica de la enfermedad, caracterizada por ciclos repetidos de infección.
- xxiii. La distribución espacial de la enfermedad fue aleatoria al comienzo del cultivo de papa y agregada a partir de la floración
- xxiv. El primer ciclo de infección se relacionó al inóculo de TSWV presente en la papa-semilla, mientras que el segundo ciclo de infección se relacionó con el aumento de la población de *F. occidentalis* durante la floración.
- xxv. *T. tabaci* y *F. occidentalis* fueron los trips más abundantes a lo largo del cultivo, aunque con un pico en la etapa de floración.

5.1. Consideraciones finales

Esta tesis contribuye al estado de situación de las virosis de papa en America del Sur, Argentina y especialmente en la región del Sudeste Bonaerense. Además, debido a la emergencia de TSWV en el Sudeste Bonaerense, se profundizó en el estudio de los parámetros epidemiológicos de la enfermedad TSWV-trip en esta región productora de papa.

La alta riqueza de especies virales reportadas en América del Sur, que es el centro de origen de la papa, junto con su distribución diferencial reportada expone la necesidad de analizar las papa-semillas, para evitar la dispersión de virus y/o razas entre diferentes países o regiones productoras. Por lo que adquiere importancia cumplir con todas las medidas fitosanitarias impuestas por los organismos de control al ingresar materiales de otras regiones o países.

Para la zona productora del Sudeste Bonaerense, la incidencia de los virus PVY, PLRV y TSWV reportada en el presente estudio, plantea la necesidad de fortalecer el monitoreo y la aplicación de medidas de control de sus insectos-vectores. El uso variedades resistentes, el empleo de papa-semilla de sanidad certificada, el control de malezas o plantas voluntarias, la desinfección de las herramientas durante el trozado de la papa-semilla, el empleo de plantadoras de cangilones (que evitan la transmisión

por contacto entre los cortes) son ejemplos de medidas fitosanitarias adecuadas para reducir la incidencia de estos virus. Además, se recomienda el monitoreo y control de *F. occidentalis*, sobre todo en la etapa de floración del cultivo debido a su rol como agente de dispersión de TSWV en el Sudeste Bonaerense.

Para el área diferenciada de producción de papa-semilla del Sudeste Bonaerense se determinó una disminución de los niveles de infección para PVY, PLRV y PVX a lo largo de los últimos 35 años. Esto se podría explicar en parte por el uso de la semilla pre-básica libre de virus, la cual no puede multiplicarse más de tres ciclos. Actualmente, la categoría de papa-semilla se encuentra en niveles de infección Inicial III para PVY e Inicial I para PLRV, PVX y TSWV. Desde 2010 no se detecta PVX en papa-semilla. Cabe señalar que la acción integrada de entidades públicas, privadas y productores que adoptaron el protocolo de la Mesa Provincial de papa, lograron que esta área diferenciada del Sudeste Bonaerense se destaque por su excelencia sanitaria. El hecho que los valores de incidencia para PVY, PLRV y TSWV resultaron variables entre las distintas campañas expone lo difícil que es realizar pronósticos relacionado con enfermedades virales.

Para finalizar, en la presente tesis se ha demostrado la importancia de la papa-semilla infectada con TSWV como fuente de inóculo inicial de la enfermedad. Por lo tanto, para ambas categorías de producción de papa se sugiere incorporar al TSWV a la lista de virosis fiscalizadas por el INASE. La distribución de TSWV en los tejidos del tubérculo cv Innovator es uniforme. Si bien se podría utilizar cualquier sesión del tubérculo para evaluar TSWV, se sugiere utilizar el tejido de la base de la yema apical debido a que es el recomendado para la detección de PVY y facilitaría el muestreo. El porcentaje de infección de TSWV en papa cv Innovator (principal cultivar para industria de chips y bastones) reportado en este estudio es el más alto registrado en relación a otros cultivares de papa. Además, la infección con TSWV ocasiona síntomas de necrosis interna lo que implica una reducción en la calidad y el valor comercial de la papa. Lo anteriormente expuesto estimula la búsqueda de nuevos materiales de papa con tolerancia o resistencia al TSWV.

TSWV en el cultivo de papa cv. Innovator en el Sudeste Bonaerense se ajustó a un modelo logístico con una progresión policíclica de la enfermedad. Las medidas de manejo de la enfermedad deben apuntar a las etapas vulnerables del ciclo del virus y del vector. Algunas medidas propuestas son: eliminar o reducir el inóculo inicial para evitar que las plantas infectadas con TSWV en el cultivo de papa sean fuente de

inóculo para la dispersión por los trips utilizando papa-semilla de sanidad controlada por TSWV, reducir la tasa de infección y el tiempo en que la población de *F. occidentalis* está presente en el cultivo de papa para disminuir la intensidad de la enfermedad mediante un control efectivo. El mal uso de insecticidas, ha favorecido a que los trips adquieran resistencia a los mismos. Además, el control químico de los trips no es efectivo debido a su comportamiento tigmotáctico. En este contexto, la búsqueda de nuevas estrategias de manejo de esta plaga se torna relevante. El uso de productos formulados a base de hongos, o de extractos naturales de plantas y semillas y el uso de enemigos naturales podrían ser alternativas para el manejo del vector con un bajo costo ambiental.

El manejo integrado es un enfoque cuyo objetivo es dirigir las enfermedades y plagas de una manera económicamente viable, socialmente aceptable y ambientalmente segura. Esta tesis contribuye con información necesaria para lograr el manejo integrado las virosis que infectan el cultivo de papa en función de su interacción con el ambiente.

Del presente estudio se plantean algunos interrogantes de los que pueden surgir futuras líneas de investigación: ¿Se aumentaría la sensibilidad, especificidad y reproductibilidad de la evaluación de los virus con técnicas moleculares en lugar de DAS-ELISA? ¿Cuáles son las malezas que tiene un rol epidemiológico para las enfermedades virales en el cultivo de papa? ¿Qué medidas se podrían implementar para eliminar las plantas de papa espontáneas que cumplen un rol en la dispersión de los virus? ¿El cultivo de soja es reservorio de TSWV? ¿Cómo implementar el monitoreo de las especies trips vectores de TSWV en las regiones productoras? ¿Cuál es el rol de *T. tabaci* en la transmisión de TSWV en la región Sudeste Bonaerense? ¿Qué impacta más en la dispersión de la enfermedad la presencia de TSWV en la papa-semilla o el desarrollo del vector en el cultivo? ¿Cómo diseñar modelos o mapas de riesgo para el manejo integrado de las enfermedades ocasionadas por virus en el Sudeste Bonaerense?

5.2. Resultados de esta tesis enviados para su publicación:

Resúmenes a Congresos:

Salvalaggio A.E., Huarte M.A. y López Lambertini P.M. 2018. Protocolo de detección del TSWV en tubérculos de papa variedad Innovator utilizando DAS-ELISA. 40°

Congreso Argentino de Horticultura. 2 al 5 de octubre de 2018, Córdoba, Argentina. (pp 240).

Salvalaggio, A.E., Bruno, C.; Huarte, M.A.; López Lambertini, P.M. 2021. Situación de las virosis del cultivo de papa en el Sudeste Bonaerense. 5° Congreso Argentina de Fitopatología – 59th Meeting of the APS Caribbean Division. Corrientes, Argentina- 22 y 23 de septiembre de 2021.

Revistas sin referato:

Salvalaggio Andrea, López Lambertini Paola, Cendoya Gabriela y Huarte, Marcelo. 2017. "Top Necrosis": pautas de manejo en el cultivo de papa. *Visión Rural*. Año XXIV, N° 119: 42-44. ISSN 0328-70009.

Revistas con referato:

Salvalaggio, A.E., López Lambertini, P.M., Cendoya, G.; Huarte, M.A. 2017. Temporal and spatial dynamics of *Tomato spotted wilt virus* and its vector in a potato crop in Argentina. *Annals of Applied Biology*, 171: 5–14. doi:10.1111/aab.12357.

Salvalaggio, A.E., Bruno, C.; Huarte, M.A.; López Lambertini, P.M. "Situación de las virosis del cultivo de papa en el Sudeste Bonaerense Argentino" a la Revista de Investigaciones Agropecuarias. Aceptado, en prensa

Salvalaggio, A.E., Bruno, C.; Huarte, M.A.; López Lambertini, P.M. Tomato spotted wilt virus transmission in potato cultivar Innovator a *Potato Research*. Fecha de envío: 11-06-2021

6. BIBLIOGRAFÍA

- Abad, J.A. 1979. Estudio comparativo de dos aislamientos del virus T de la papa. M.Sc. Thesis. Universidad Nacional Agrarias La Molina, Lima. Perú: 90p.
- Abad, J.; Fribourg, C.E. 1980. Estudio comparativo de dos aislamientos del virus T de la papa. *Fitopatología* 15: 42–43.
- Abbas, A.; Sohail, M.A.; Mubeen, M.; Alami, M.M.; Umer, M.; Khan, S.U. 2020 Plant Viruses in Gilgit-Baltistan (GB) Pakistan: Potential Future Research Direction. *Plant Pathology & Microbiology* 10: 486. DOI: 10.35248/2157-7471.20.11.486.
- Abudurexiti A.; Adkins S.; Alioto D.; Alkhovsky S.V.; Avšič-Županc T.; Ballinger M.J.;...; Kuhn J.H. 2019. Taxonomy of the order Bunyvirales: update 2019. *Archives of Virology* 164 (7):1949-1965. DOI: 10.1007/s00705-019-04253-6.
- Adams, I.P.; Abad, J.; Fribourg, C.E.; Boonham, N.; Jones, R.A.C. 2018. Complete genome sequence of *Potato virus T* from Bolivia, obtained from a 33-year-old sample. *Microbiology Resource Announcements* 7: e01066-18. DOI: <https://doi.org/10.1128/MRA.01066-18>
- Adkins, S. 2000. Tomato spotted wilt virus—positive steps to negative success. *Molecular Plant Pathology* 1: 151–157.
- Agresti, A. 2002. *Categorical Data Analysis*. 2nd ed, John Wiley & Sons Inc., Hoboken, New Jersey. pp 36-69.
- Álvarez Yepes, D.; Gutiérrez Sánchez, P.A.; Marín Montoya, M. 2016. Caracterización molecular del *Potato virus V* (PVV) infectando *Solanum phureja* mediante secuenciación de nueva generación. *Acta biológica Colombiana* 21(3): 521-531. DOI: <http://dx.doi.org/10.15446/abc.v21n3.54712>
- Alves, M.C. 2016. Identificação de infecções simples e mistas de estirpes de Potato virus Y (PVY) em campos produtores de batata. UFLA: Lavras. 88 p.
- Andrade Molina, D.; Gallo García, Y.; Gutiérrez Sánchez, P.; Marín Montoya, M. 2012. Polyclonal antibodies to detect the CP-RT protein of *Potato Mop-Top virus*. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín* 65 (2): 6667-6680. DOI: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0304-28472012000200011&lng=en&tlng=en.

- Arévalo, H.A.; Liburd, O. E. 2007. Horizontal and Vertical Distribution of Flower Thrips in Southern Highbush and Rabbit-eye Blueberry Plantings, with Notes on a New Sampling Method for Thrips Inside Blueberry Flowers, *Journal of Economic Entomology* 100 (5):1622–1632. DOI: <https://doi.org/10.1093/jee/100.5.1622>.
- Ávila, A.C.; Daniels, J.; Salazar, L.F. 1983. Detecção e caracterização de um comovírus (*Andean potato mottle virus* - APMV) no Brasil. *Fitopatologia Brasileira* (8): 166 pp.623.
- Ávila, A.C.; Salazar, L.F.; Daniels, J. 1984. Andean potato mottle virus (APMV), no Brasil. *Horticultura Brasileira*, Brasília. 2(2): 59-60.
- Ávila, A.C.; Salazar, L.F.; Ortega, M.; Daniels, J. 1984. A new strain of Andean potato mottle virus from Brazil. *Plant Disease* 68:997-998.
- Ávila, A.C.; de Melo, P.E. de; Leite, L R.; Inoue-Nagata, A.K. 2009. Ocorrência de vírus em batata em sete estados do Brasil. *Horticultura Brasileira* 27(4): 490–497. <https://doi.org/10.1590/s0102-05362009000400015>
- Barrios Barón, M.P.; Agrofoglio, Y.C.; Delfosse, V.C.; Nahirñak, V.; Gonzalez de Urreta, M.; Almasia, N.I.; Vazquez Rovere, C.; Distéfano, A.J. 2017. First complete genome sequence of *Potato leafroll virus* from Argentina. *Genome Announcements* 5:e00628-17. DOI: <https://doi.org/10.1128/genomeA.00628-17>
- Bernis M. E. 2007. “Caracterización molecular del Tomato yellow vein streak virus (ToYVSV), un nuevo Begomovirus en la Argentina”. Tesina para el Practicando de Licenciatura en Química con orientación en Biotecnología de la Facultad de Cs. Químicas. Universidad Nacional de Córdoba. 67 p.
- Bernis, M. E.; Giachero M. S.; Lanfranconi, L. E.; López Lambertini, P. M. 2007. Molecular characterization of *Tomato yellow vein streak virus* an emerging begomovirus infecting potatoes in Argentina. Abstract in 5th Internacional geminivirus symposium. 3rd International ssDNA comparative virology workshop.. Ouro Preto, Brazil, pp. 91
- Bertschinger, L.; Scheidegger, U. C.; Luther, K.; Pinillos, O.; Hidalgo, A. 1990. La incidencia de virus de papa en cultivares nativos y mejorados en la sierra peruana. *Revista Latinoamericana de La Papa* 3(1): 62–79. DOI: <https://doi.org/10.37066/ralap.v3i1.34>

- Bertschinger, L.; Scheidegger, U. C.; Muñoz, J.; Hidalgo, A. 1995. Efecto de diferentes virus sobre el rendimiento potencial de la papa y su interacción con el estado de brotamiento de tubérculos-semilla en la costa del Perú. *Revista Latinoamericana de la Papa*. 7/8: 36:54
- Bertschinger, L.; Bühler, L.; Dupuis, B.; Duffy, B.; Gessler, C.; Forbes, G.A.; Keller, E.R.; Scheidegger, U.C.; Struik, P.C. 2017. Incomplete Infection of Secondarily Infected Potato Plants - an Environment Dependent Underestimated Mechanism in Plant Virology. *Frontiers in Plant Science* Feb 3; 8:74. DOI: 10.3389/fpls.2017.00074
- Boonham, N.; Walsh, K.; Preston, S.; North, J.; Smith, P.; Barker, I. 2002. The detection of tuber necrotic isolates of *Potato virus Y*, and the accurate discrimination of PVY^O, PVY^N and PVY^C strains using RT-PCR. *Journal of virological methods* 102(1-2): 103–112. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0166-0934\(02\)00008-3](https://doi.org/10.1016/S0166-0934(02)00008-3)
- Bradley, R.H.E. 1954. Studies of the mechanism of transmission of *potato virus Y* by the green peach aphid, *Myzus persicae* (Sulz.). *Canadian Journal of Zoology* 32: 64-73. DOI: <https://doi.org/10.1139/z54-008>
- Brioso, P.S.T.; Pimentel, J.P.; Louro, R.P.; Kitajima, E.W.; Oliveira, D.E. 1993. *Andean potato mottle virus* - characterization of a strain naturally infecting eggplant (*Solanum melongena*). *Fitopatologia Brasileira* 18(4):526-533
- Brown, J.K.; Fauquet, C.M.; Briddon, R.W.; Zebini, F.; Moriones, E; Navas-Castillo, J. 2012. Family Geminiviridae. In: King AMQ, Adams MJ, Carstens EB, Lefkowitz EJ (eds) *Virus taxonomy*. Ninth report of the international committee on taxonomy of viruses. Elsevier Academic Press, London, pp. 351–373.
- Bulajić, A.R.; Stanković, I.M.; Vučurović, A.B.; Ristić, D.T.; Milojević, K.N.; Ivanović, M.S.; Krstić, B.B. 2014. *Tomato spotted wilt virus* – Potato Cultivar Susceptibility and Tuber Transmission. *American Journal of Potato Research* 91: 186-194.
- Butzonitch, I.P.; Colavita, M.; Lucarini, O. 1994. El virus M de la papa en la Argentina. INTA. EEA Balcarce. *Boletín Técnico* N° 127: 5–11.

- Butzonitch, I.P.; Nieto, A.; Truol, G.A.M.; Colavita, M.L. 1996. Características de un nuevo carlavirus relacionado con el virus S de la papa hallado en Balcarce, Argentina. En: V. Congreso Argentino de Virología. II. Encuentro de Virólogos Latinoamericanos, 24–27 April 1996. Tandil, Buenos Aires.
- Byarugaba, A. A.; Mukasa, S. B.; Barekye, A.; Rubaihayo, P. R. 2020. Interactive effects of Potato virus Y and Potato leafroll virus infection on potato yields in Uganda, *Open Agriculture*, 5(1): 726-739. DOI: <https://doi.org/10.1515/opag-2020-0073>
- Calderón, J.; Vásquez, T.M.; Vargas, Á.M. 2019. Variability of P26 and P10 genes in Colombian isolates of potato yellow vein virus (PYVV). *Agronomía Colombiana* 37(2):182-196. DOI: 10.15446/agron.colomb.v37n2.72638
- Calderoni, A. V.; Garay, O. A.; Pasquale, D. R.; Induni, C. 1962. Los virus de la papa en la región Sudeste de la provincia de Buenos Aires. *IDIA. Supl.* 10:389 390 (abstract).
- Calderoni, A. 1965. An unidentified virus of deforming mosaic type in potato varieties in Argentina. *American Potato Journal*. 42:257 (abstract).
- Calderoni, A.V. 1969. Mosaico deformante de la papa. In: Fernandez Valiela, M.V. *Introducción a la fitopatología, Vol. I: Virus. Colección Científica del INTA Buenos Aires: pp.820 823.*
- Calderoni, A.V. 1978. *Enfermedades de la papa y su control. Hemisferio Sur, Buenos Aires. pp. 59-61.*
- Caldiz, D.O.; Caso, O.H.; Vater, G.; Fernandez, L.V. 1999. The potential for production of high quality seed potatoes in Tierra del Fuego Island, Argentina. *Potato Research* 42 (1): 9–23. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF02358387>
- Camann, M.A.; Culbreath, A.K.; Pickering, J.; Todd, J. W.; Demski, J.W. 1995. Spatial and temporal patterns of spotted wilt epidemics in peanut. *Phytopathology* 85:879-885.
- Campbell, C.L.; Maden, L.V. 1990. *Introduction to Plant Disease Epidemiology. John Willey & Sons. New York. pp 453-509*

- Campbell, C.L.; Noe, J.P. 1985. The spatial analysis of soilborne pathogens and root disease. *Annual Review of Phytopathology* 23:129-148.
- Capezio, S.; Escarrá, A.; Espinillo, M.; Migliavacca, A.; Ponce, D.; Salvalaggio, A. 2017. Protocolo de producción de papa semilla en la zona diferenciada de Buenos Aires. Mesa Provincial de la papa. 6p.
- Carrizo, P.; Dal Bo, E.; Escarrá, A.; Ponce, D.; Caldiz, D. 2010. Manejo Integrado de Thrips y TSWV en papa. Mc Cain Argentina. Del Campo a la Fábrica. Edición especial junio 2010, pp.2-14
- Carrizo, P.I. 2002. Establishing a weed host ranking for thrips vectors of tospovirus in La Plata horticultural belt of Buenos Aires, Argentina. In: Marullo, R.; Mound, L. A. (eds.). *Thrips and Tospoviruses: Proceeding of the 7th Internacional Symposium on Thysanoptera*. Canberra, Australian National Insect Collection pp.: 239-248.
- Chachulska, A.M.; Chrzanowska, M.; Robaglia, C.; Zagórski, W. 1997. Tobacco vein necrosis determinants are unlikely to be located within the 5' and 3' terminal sequences of the potato virus Y genome. *Archives of Virology* 142: 765-779.
- Chare, E.; Holmes, E. 2006. A phylogenetic survey of recombination frequency in plant RNA viruses. *Archives of Virology* 151: 933–946
- Chatzivassiliou, E.K.; Peters, D.; Katis, N.I. 2002. The efficiency by which *Trips tabaci* populations transmit *Tomato spotted wilt virus* depends on their host preference and reproductive strategy. *Phytopathology* 92: 603-609.
- Chatzivassiliou, E.K.; Moschos, E., Gazi, S.; Koutretsis, P.; Tsoukaki, M. 2008. Infection of potato crops and seeds with Potato virus Y and Potato leafroll virus in Greece. *Journal of Plant Pathology* 90: 253– 261.
- Chaves-Bedoya, G.; Cubillos, K.; Guzmán-Barney, M. 2014. First report of recombination in *Potato Yellow Vein Virus* (PYVV) in Colombia. *Tropical Plant Pathology* 39(3):234-241. DOI: 10.1590/S1982-56762014000300007
- Cho, J.J.; Mau, R.F.L.; Mitchell, W.C.; Gonsalves, D.; Yudin, S. 1987. Host List of plants susceptible to *Tomato spotted wilt virus* (TSWV). University of Hawaii: Hitahr. Honolulu, USA. Research Extension Series 078, 12p.

- Choueiri, E.; El-Zammar, S.; Jreijiri, F.; Mnayer, D.; Massaad, R.; Saad, A.T.; Hanna, L.; Varveri, C. 2004. Phytosanitary status of potato in the Bekaa valley in Lebanon. EPPO/OEPP Bulletin 34: 117-121
- Chrzanowska, M. 1994. Differentiation of *potato virus Y* (PVY) isolates. Phytopathologia Polonica 8:15–20.
- Ciric, S.; Cvetkovic, G.; Stojkovic, S.; Gudžic, S. 2018. Detection of PVY, PLRV, and PVX potato viruses in some regions of Serbia. Comptes Rendus de L'Académie Bulgare des Science 71: 567–576.
- Clausen, A. 2003. Conservación de germoplasma de papa. Boletín informativo INTA, Actualidad papera 2 (5).
- Clausen, A.M.; Colavita, M.; Butzonitch, I.; Carranza, A.V. 2005. A Potato Collecting Expedition in the Province of Jujuy, Argentina and Disease Indexing of Virus and Fungus Pathogens in Andean Cultivars. Genetic Resources and Crop Evolution 52: 1099–1109. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10722-004-6131-z>
- Cloyd, R.A. 2009. Western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*) management on ornamental crops grown in greenhouses: have we reached an impasse? Pest Technology 3(1):1-9.
- Colavita, M. 2010. Caracterización de Aislamientos del Virus Y de la papa. Tesis de Maestría, Universidad de Mar del Plata, Facultad de Ciencias Agrarias: Balcarce Argentina. 73p.
- Colavita, M.L.; Lancia, M.; Feingold, S.E.; Massa, G.A. 2017. Evidence of Recombinant Isolates of Potato Virus Y (PVY) in Argentina. American Journal of Potato Research 94: 275–282. DOI: <https://doi.org/10.1007/s12230-016-9564-y>
- Conci, V.C.; Avila, A.L.; Perotto, M.C. 2013. Memoria 2013. En: Progreso de Potato leafroll virus y Potato virus Y en relación con áfidos en cultivo de papa. - INTA – IPAVE. pp. 32-33.

- Constantino, S. (12/01/2017). Argentina: La producción de semilla de papa fiscalizada alcanzó a 139 mil toneladas durante la campaña 2015/16. Argenpapa: recuperado de <http://argenpapa.com/noticia/3652-argentina-la-produccion-de-semilla-de-papa-fiscalizada-alcanzo-a-139-mil-toneladas-durante-la-campana-2015-16>.
- Constantino, S. (14/03/2020). Argentina (Buenos Aires): Leve incremento de la superficie con papa en el Sudeste en la campaña 2020. En Argenpapa <http://argenpapa.com/noticia/8581-argentina-buenos-aires-leve-incremento-de-la-superficie-con-papa-en-el-sudeste-en-la-campana-2020>
- Corzo, P.; Sánchez de Luque, C.; Malamud, O.; Salazar, L.F. 1989. Incidencia de virus en campos de producción de papa para consumo y para semilla. *Fitopatología* 24(1): 7-12
- Costa, A.S.; Kiehl, J. 1938. Uma moléstia da batatinha—"Necrose do topo" causada pelo virus de "vira-cabeça". *Journal de Agronomia de Piracicaba* 1: 193–202.
- Costa, A.S.; Hooker, W.J. 1980 Marchitez apical, necrosis de los brotes. In: Hooker, W. Compendio de enfermedades de la papa. Centro Internacional de la Papa: Lima, Perú. pp.: 121-123.
- Costa, C.L.; Avila, A.C.. 1984. Diabrotica speciosa, um besouro vector do "*Andean potato mottle virus*" no Brasil. *Fitopatologia Brasileira*. 9: 401.
- Costa, R.R.; Figueira, A.R.; Rabelo Filho, F.A.C.; Almeida, J.E.M.; Carvalho Filho, J.L.S.; Oliveira, C.L. 2010. Controle da disseminação de vírus por meio de vetores na cultura da batata. *Acta Scientiarum. Agronomy* 32(4): 591-596. DOI: <https://doi.org/10.4025/actasciagron.v32i4.4823>
- Coutts, B.A.; Thomas-Carroll, M.L.; Jones, R.A.C. 2004 Patterns of spread of *Tomato spotted wilt virus* in field crops of lettuce and pepper: spatial dynamics and validation of control measures. *Annals of Applied Biology* 145: 231-245.
- Cox, B.A.; Jones, R.A. 2010. Genetic variability in the coat protein gene of potato virus S isolates and distinguishing its biologically distinct strains. *Archives of Virology* 155: 1163–1169.

- Crosslin, J.M.; Hamm, P. B.; Eastwell, K. C.; Thornton, R. E.; Brown, C. R.; Corsini, D.; Shiel, P. J.; Berger, P. H. 2002. First Report of the Necrotic Strain of *Potato virus Y* (PVY^N) on Potatoes in the Northwestern United States. *Plant Disease* 86(10): 1177-1177
- Crosslin, J.M.; Hamm, P.B.; Shiel, P.J.; Hane, D.C.; Brown, C. R.; Berger, P. H. 2005. Serological and molecular detection of tobacco vein necrosis isolates of *Potato virus Y* (PVY^N) from potatoes grown in the Western United States. *American Journal of Potato Research* 82: 263–269. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF02871955>
- Crosslin, J. M.; Hamm, P. B.; Hane, D. C.; Jaeger, J.; Brown, C. R.; Shiel, P. J.; Berger, P. H.; Thornton, R. E. 2006. The occurrence of PVY^O, PVY^N, and PVY^{N:O} strains of Potato virus Y in certified potato seed lot trials in Washington and Oregon. *Plant Disease* 90: 1102-110
- Cuadros, D.F.; Hernandez, A.; Torres, M.F.; Torres, D.M.; Branscum, A.J.; Rincon, D.F. 2017. Vector transmission alone fails to explain the potato yellow vein virus epidemic among potato crops in Colombia. *Frontiers in Plant Science* 8(September):1-8. DOI:10.3389/fpls.2017.01654
- Cuestas, X.; Andrade, H.; Bastidas, O.; Quevedo, R.; Sherwood, S. 2002. Botánica y mejoramiento genético. In: Punisacho, M.; Sherwood, S. (eds.). *El cultivo de la Papa en Ecuador*. INIAP, CIP. Quito-Lima. pp: 33-49.
- Culbreath, A.K.; Todd, J.W.; Brown, S.L. 2003. Epidemiology and Management of Tomato Spotted Wilt in Peanut. *Annual Review of Phytopathology* 41(1): 53-75. DOI: <https://doi.org/10.1146/annurev.phyto.41.052002.095522>
- Cupertino, F.P.; Costa, A.S. 1970. Determinação da disseminação do vírus do enrolamento em batatal para semente pelo uso de plantas indicadoras. *Bragantia* 29 (unico), 126-137. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0006-87051970000100012>
- Cyperus, C.; Bokx, J.A. 2005. Virus diseases. In: Delleman, J.; Mulder, A.; Turkensteen, L.J. (eds.). *Potato diseases*. Den Haag NIVAP: The Netherlands. pp 220-234.

- da Costa, R.R.; dos Reis Figueira, A.; de Assis Câmara Rabelo Filho, F.; de Almeida, J.E.M.; de Carvalho Filho, J.L.S.; Oliveira, C.L. 2010. Controle da disseminação de vírus por meio de vetores na cultura da batata. *Acta Scientiarum Agronomy* 32(4): 591-596. DOI: 10.4025/actasciagron.v32i4.4823
- Daniels, J.; Castro, L.A.S. 1985. Ocorrência do vírus do mosaico deformante da batata no Rio Grande do Sul. *Fitopatologia Brasileira* 10: 306.
- Daniels, J.; Carvalho, T.C.P.; Bisognin, D.A. 1993. Um novo vírus latente de batata encontrado no Rio Grande do Sul. *Fitopatologia Brasileira* 18: 287
- Daniels, J. 2000. Avaliação de genótipos de batata para resistência ao vírus Y. *Horticultura Brasileira* 18(2): 145-147. DOI: 10.1590/s0102-05362000000200015
- Daniels, J.; Silva, A.C.F.; Souza, Z.S.; Schons, J. 2002. Degenerescência de batata-semente básica após um ou dois períodos de cultivo. *Horticultura Brasileira* 20(3): 510-513. DOI: 10.1590/s0102-05362002000300023
- Daniels, J.; Pereira, A da S. 2004. Resistência de genótipos de batata ao vírus do enrolamento da folha da batata (PLRV) e ao vírus Y (PVY). *Horticultura Brasileira* 22(3): 521-524. DOI: 10.1590/s0102-05362004000300003
- de Borbón, C.M. 2007. Clave para la identificación del segundo estadio larval de algunos trips comunes (*Thysanoptera: Thripidae*) Mendoza, Argentina. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias. UNCuyo XXXIX (1): 69-81.*
- de Borbón, C.M.; Gracia, O.; De Santis, L. 1999. Survey of *Thysanoptera* occurring on vegetable crops as potential *tospovirus* vectors in Mendoza, Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 58: 59-66.
- de Borbón, C.M.; Gracia, O.; Pícolo, R. 2006. Relationships between *Tospovirus* incidence and thrips populations on tomato in Mendoza. Argentina. *Journal of Phytopathology* 154: 93–99.
- de Breuil, S.; La Rossa, F.R.; Giudici, A.; Wulff, A.; Bejerman, N.; Giolitti, F.; Lenardon, S.. 2015. Phylogenetic analysis of Groundnut ringspot virus isolates from peanut and identification of potential thrips vectors in peanut crop in Argentina. *Ariscientia* 32(1): 77-82. DOI: <https://doi.org/10.31047/1668.298x.v32.n1.16558>

- de Geraldino Duarte, P.S.; Galvino-Costa, S.B.F.; de Ribeiro, S.R.R.P.; Figueira, A dos R. 2012. Complete genome sequence of the first Andean strain of potato virus S from Brazil and evidence of recombination between PVS strains. *Archives of Virology* 157(7): 1357-1364. DOI: 10.1007/s00705-012-1289-8
- de Haan, S., 2009. Potato Diversity at Height: Multiple Dimensions of Farmer-driven In-situ Conservation in the Andes. PhD Thesis. Wageningen University, The Netherlands. pp 141-157.
- Debreczeni, D.E.; Ruiz-Ruiz, S.; Aramburu, J.; López, C.; Belliure, B.; Galipienso, L.; Soler, S.; Rubio, L. 2011. Detection, discrimination and absolute quantitation of *Tomato spotted wilt virus* isolates using real time RT-PCR with TaqMan®MGB probes, *Journal of Virological Methods* 176(1–2), 32-37,. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jviromet.2011.05.027>.
- Delhey, R. 1981. Incidence of viruses S and M on potato crops in Argentina. *Fitopatología* 16(1): 1–5.
- Delhey, R.; Kiehr-Delhey, M.; Heinze, K.; Calderoni, A. V. 1981. Symptoms and transmission of potato deforming mosaic of Argentina. *Potato Research* 24(2): 123–133. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF02356233>
- Delle Coste, A. C.; Zabala, S. 1946. La peste negra del tomate o "corcovo" del tabaco en la República Argentina. *Publicaciones del Instituto de Sanidad Vegetal A*, 2(17): 1-23
- Devaux, A.; Kromann, P.; Ortiz, O. 2014. Potatoes for sustainable global food security. *Potato Research* 57: 185–99.
- Dewey, R.A.; Semorile, L.C.; Grau, O. 1996. Molecular diversity of tospovirus from Argentina. *Acta Horticulturae* 431:261.
- Di Rienzo, J.A.; Casanoves, F.; Balzarini, M.G.; Gonzalez, L.; Tablada, M.; Robledo, Y.C. 2011. InfoStat versión 2011. Grupo InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. URL <http://www.infostat.com.ar>
- Dolja, V.V.; Kreuze, J.; Valkonen, J. 2006. Comparative and functional genomics of closteroviruses. *Virus Research* 117: 38-51

- Domier, L.L. 2012. Family Luteoviridae,. In: King A.M.Q, et al. (eds.), Virus taxonomy, ninth report of the International Committee on Taxonomy of Viruses. Elsevier/ Academic Press, London, pp. 1045–1053
- Douglas, D.R.; Pavek, J.J. 1972. Net necrosis of potato tubers associated with primary, secondary, and tertiary infection of leafroll. American Potato Journal 49: 330–333. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF02861776>
- Duan, G.; Zhan, F.; Du, Z.; Ho, S.Y.W.; Gao, F. 2018. Europe was a hub for the global spread of potato virus S in the 19th century. Virology 525: 200–204.
- Dupuis, B. 2017. The movement of potato virus Y (PVY) in the vascular system of potato plants European Journal of Plant Pathology 147: 365. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10658-016-1008-5>
- Dusi, A.N.; Oliveira, C.L.; Melo, P.E.; Torres, A.C. Resistance of genetically modified potatoes to Potato virus Y under field conditions. Pesquisa Agropecuária Brasileira 44 (9): 1127-1130
- Escarrá, A.; A.M. Vincini; D. Caldiz. 2004. Manejo integrado del cultivo: Biología y control de trips. Del campo a la fábrica 4(1): 1-4.
- Espinillo, M.J.; 2016. Control de los principales virus en cultivos de papa semilla en la provincia de Buenos Aires. En: XXVII Congreso de la Asociación Latinoamericana de la Papa. Panamá. 22 al 26 de Agosto. Compendio de Resúmenes, pp: 165-166.
- Espinoza, D.; Viera, W.; Debut, A.; Vásquez, W.; Ayala, L. 2017. Virus diagnosis in tree tomato (*Solanum betaceum* Cav.) by RT-PCR and transmission electron microscopy in Pichincha and Tungurahua Provinces of Ecuador. Agronomía Colombiana 35(1): 35-43. DOI: 10.15446/agron.colomb.v35n1.60960
- Fankhauser, C. 2000. Seed-transmitted diseases as constraints for potato production in the tropical highlands of Ecuador. Diss., Eidgenössische Technische Hochschule ETH Zürich, Nr. 13770, 2000. DOI: <https://www.biorxiv.org/content/10.1101/108712v1.full.pdf>

- Faria, J.C.; Souza-Dias, J.A.C.; Slack, S.A.; Maxwell, D.P. 1997. A New Geminivirus Associated with Tomato in the State of São Paulo, Brazil. *Plant Disease* 81(4): 423-423
- Fawcett, G.L. 1938. La corcova del tabaco y su presencia en las plantaciones de tomates. Estación Experimental Agrícola de Tucumán, Argentina. Circular 60:1-10.
- Feigelstock, D.A.; Tozzini, A.C.; Hopp, H.E. 1995. Coat protein sequence of a resistance-breaking strain of potato virus X isolated in Argentina. *Virus Genes* 10: 289–292. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF01701819>
- Fereres, A.; Moreno, A. 2009. Behavioral aspects influencing plant virus transmission by homopteran insects. *Virus Research* 141: 158–168.
- Fernandes, F.L.; Fernandes, M.E.deS. 2015. Flight movement and spatial distribution of immunomarked thrips in onion, potato, and tomato. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 50 (05) 399-406. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2015000500007.y>
- Fernández-Northcote, E.N. 1991. Mejoramiento por resistencia a los principales virus de la papa. *Revista Latinoamericana de la Papa* 4:1-21.
- Fernández Valiella, M.V. 1949. Necrosis de los brotes de papa (top necrosis). Resumen del trabajo presentado al Primer Congreso Sudamericano de Invest. en Mat. Agronómica. IDIA. Buenos Aires, 2: 11-12.
- Fernández Valiela, M.V.F. 1960. Potato leafroll virus: A serious trouble in maintaining healthy seed potatoes in Argentina. *American Potato Journal* 37: 90–94 DOI: <https://doi.org/10.1007/BF02855137>
- Figueira, A.R.; Galvino, S.B.F.; Geraldino, P.S.; Rabelo Filho, F.A.C.; Camargos, V.N. 2010. Presence of PVY^{N-Wi} and NE-11 isolates of Potato virus Y (PVY) in Brazil. In: The Potato Association of America 93rd Annual Meeting. *American Journal of Potato Research* 87: 83–147, DOI: <https://doi.org/10.1007/s12230-009-9122-Y>

- Fonseca, L.N.; Inoue-Nagata, A.K.; Nagata, T.; Singh, R.P.; Ávila, A.C. 2005. Diferenciação de estirpes de *Potato virus Y* (PVY) por RT-PCR. *Horticultura Brasileira* 23 (4): 904-910. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0102-05362005000400008>.
- Fox, A.; Evans, F.; Browning, I. 2005. Direct tuber testing for Potato virus Y potyvirus by real-time RT-PCR and ELISA: reliable options for post-harvest testing? *EPPO Bulletin* 35: 93-97
- Franc, G.D.; Banttari, E.E. 1996. Translocation and mechanical spread of a Minnesota isolate of potato virus S in potatoes. *American Potato Journal* 73, 123–133. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF02855962>
- Franco-Lara, L.; Rodríguez, D.; Guzmán-Barney, M. 2013. Prevalence of *Potato yellow vein virus* (PYVV) in *Solanum tuberosum* Group Phureja fields in three states of Colombia. *American Journal of Potato Research* (90): 324-330. DOI: [10.1007/s12230-013-9308-1](https://doi.org/10.1007/s12230-013-9308-1)
- Fribourg, C.E.; Jones, R.A.C; Koenig, R. 1977. Andean potato mottle, a new member of the cowpea mosaic virus group. *Phytopathology* 67: 969 -974
- Fribourg, C.E.; Jones, R.A.C.; Koenig, R. 1979. *Andean potato mottle virus*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses N° 203. 4p.
- Fribourg, C.E.; Nakashima, J. 1984. Characterization of a new potyvirus from potato. *Phytopathology* 74: 1363-1369.
- Galvino-Costa, S.B.F.; Figueira, A. dos R.; Camargos, V.V.; Geraldino, P.S.; Hu, X.-J.; Nikolaeva, O.V.; Kerlan, C.; Karasev, A.V. 2012. A novel type of *Potato virus Y* recombinant genome, determined for the genetic strain PVY^E. *Plant Pathology* 61: 388-398. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2011.02495.x>
- Galvino-Costa, S.B.F.; Figueira, A. dos R.; Rabelo-Filho, F. de A.C.; Moraes, F.H. R.; Nikolaeva, O.V.; Karasev, A.V. 2012. Molecular and serological typing of Potato virus Y isolates from Brazil reveals a diverse set of recombinant strains. *Plant Disease* 96(10): 1451–1458. DOI: <https://doi.org/10.1094/PDIS-02-12-0163-RE>

- Gamarra, H.; Sporleder, M.; Carhuapoma, P.; Kroschel, J.; Kreuze, J. 2020. A temperature-dependent phenology model for the greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Virus Research Volume* 289, 198107, DOI: <https://doi.org/10.1016/j.virusres.2020.198107>.
- García-Arenal, F.; Fraile, A.; Malpica, J.M. 2001. Variability and genetic structure of plant virus populations. *Annual Review of Phytopathology* 39(1): 157-186. DOI: <https://doi.org/10.1146/annurev.phyto.39.1.157>
- García Bastidas, N.A.; Gutiérrez Sánchez, P.A.; Marín Montoya, M.A. 2013. Detección y cuantificación del *Potato mop-top virus* (PMTV) en Colombia mediante qRT-PCR. *Acta Agronómica* 62: 120- 128.
- García Ruíz, D.; Gutiérrez Sánchez, P.; Marín Montoya, M. 2015. Análisis filogenético y variabilidad molecular del *Potato virus X* (PVX) en cultivos de papa de Antioquia. *Acta Biológica Colombiana* 21(1): 111-122. DOI: 10.15446/abc.v21n1.51398
- García Ruíz, D.; Olarte Quintero, M.A.; Gutiérrez Sánchez, P.A.; Marín Montoya, M.A. 2016. Detección serológica y molecular del Potato virus X (PVX) en tubérculos-semilla de papa (*Solanum tuberosum* L. y *Solanum phureja* Juz. & Bukasov) en Antioquia, Colombia. *Revista Colombiana de Biotecnología* 18: 104-111.
- German, T.L.; Ullman, D.E.; Moyer, J.W. 1992. Tospoviruses: diagnosis, molecular biology, phylogeny and vector relationships. *Annual Review of Phytopathology* 30: 315–348.
- Gibbs, A.J.; Hecht-Poinar, E.; Woods, R.D.; McKee, R.K. 1966. Some properties of three related viruses: Andean potato latent, dulcamara mottle, and Ononis yellow mosaic. *Journal of General Microbiology* 44(2): 177–193. DOI: <https://doi.org/10.1099/00221287-44-2-177>
- Gil Ramírez, J.F.; Cotes Torres, J.M.; Marín Montoya, M. 2011. Incidencia y caracterización molecular del *Potato leafroll virus* (PLRV) en las principales regiones productoras de papa de Colombia. *Fitosanidad* 15: 17-24.
- Gil Ramirez, J.F.; Gutiérrez, P.A.; Cotes Torres, J.M.; González, E.P.; Marín Montoya, M. 2011. Caracterización genotípica de aislamientos colombianos del Potato mop-top virus (PMTV, Pomovirus). *Actualidades Biológicas* 33(94): 69-84.

- Gil Ramírez, J.F.; Cotes Torres, J.M.; Marín Montoya, M. 2012. Detección y caracterización molecular del Virus X de la Papa (PVX) en regiones productoras de papa de Colombia. *Revista de Protección Vegetal* 27(2): 69-76.
- Gil Ramírez, J.F.; Cotes Torres, J.M.; Marín Montoya, M. 2013a. Detección serológica y caracterización molecular de Potato virus S (PVS, Carlavirus) en cultivos de papa de Colombia. *Revista de Biología Tropical* 61(2): 565-575.
- Gil Ramírez, J.F.; Cotes Torres, J.M.; Marín Montoya, M.A. 2013b. Incidencia visual de síntomas asociados a enfermedades virales en cultivos de papa de Colombia. *Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial* 11(2): 101-110.
- Gil, J.F.; Adams, I.; Boonham, N.; Nielsen, S.L.; Nicolaisen, M. 2016. Molecular and biological characterization of Potato mop-top virus (PMTV, Pomovirus) isolates from potato growing regions in Colombia. *Plant Pathology* 65: 1210– 1220
- Gildemacher, P.; Demo, P.; Barker, I.; Kaguongo, W.; Woldegiorgis, G.; Wagoire, W.; Wakahiu, M.; Leeuwis, C.; Struik, P. 2009. A description of seed potato systems in Kenya, Uganda and Ethiopia. *American Journal of Potato Research* 86: 373–382
- Gitaitis, R.D.; Dowler, C.C.; Chalfant, R.B. 1998. Epidemiology of tomato spotted wilt in pepper and tomato in Southern Georgia. *Plant Disease* 82: 752-756.
- Glais, L.; Tribodet, M.; Kerlan, C. 2002. Genomic variability in Potato potyvirus Y (PVY): evidence that PVY^{NW} and PVY^{NTN} variants are single to multiple recombinants between PVY^O and PVY^N isolates. *Archives of Virology* 147(2): 363-378.
- Goldbach, R.; Peters, D. 1996. Molecular and biological aspects of tospoviruses. In: Elliott, R.M. (ed.). *The Bunyaviridae*. Plenum Press, New York. pp 129-157.
- Gracia, O.; De Borbon, C.M.; De Millan, N.G.; Cuesta, G.V. 1999. Occurrence of different Tospoviruses in vegetable crops in Argentina. *Journal of Phytopathology* 147: 223-227. DOI:10.1046/j.1439-0434.1999.147004223.x

- Gray, S.M.; Moyer, J.W.; Bloomfield P. 1986. Two-dimensional distance class model for quantitative description of virus-infected plant distribution lattice. *Phytopathology* 76: 243-248.
- Gray, S.; de Boer, S.; Lorenzen, J.; Karasev, A.; Whitworth, J.; Nolte, P.; Singh, R.; Boucher, A.; Xu, H. 2010. Potato virus Y: an evolving concern for potato crops in the United States and Canada. *Plant Disease* 94:1384–1397. DOI: <https://doi.org/10.1094/pdis-02-10-0124>
- Green, K. J.; Brown, C. J.; Gray, S. M.; Karasev, A.V. 2017. Phylogenetic study of recombinant strains of Potato virus Y, *Virology* 507,40-52 DOI: <https://doi.org/10.1016/j.virol.2017.03.018>.
- Green, K.J.; Brown, C.J.; Karasev, A.V. 2018. Genetic diversity of potato virus Y (PVY): sequence analyses reveal ten novel PVY recombinant structures. *Archives of Virology* 163: 23–32. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00705-017-3568-x>.
- Groves, R.L.; Walgenbach, J.F.; Moyer, J.W.; Kennedy, G.G. 2001. Overwintering of *Frankliniella fusca* (Thysanoptera: Thripidae) on winter annual weeds infected with *Tomato spotted wilt virus* and patterns of virus movement between susceptible weed hosts. *Phytopathology* 91: 891-899.
- Groves, R.L.; Walgenbach, J.F.; Moyer, J.W.; Kennedy, G.G. 2002. The role of weed hosts and tobacco thrips, *Frankliniella fusca*, in the epidemiology of *Tomato spotted wilt virus*. *Plant Disease* 86: 573-582.
- Guerrero Guerrero, O.A.; Martínez López, G. 1980. Evaluación de pérdidas ocasionadas en el cultivar de papa Ica Puracé por los virus "potato virus Y" y "potato leafroll virus". *Fitopatología Colombiana* 9: 33.
- Gugerli, P. 1979. Le test immuno-enzymatique (ELISA) et son application pour le diagnostic rapide des virus de la pomme de terre. *Revue Suisse d'Agriculture* 11: 253-260.
- Gugerli, P.; Gehriger, W. 1980. Enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) for the detection of potato leafroll virus and potato virus Y in potato tubers after artificial break of dormancy. *Potato Research* 23(3): 353–359.

- Gul, Z.; Khan, A.A.; Khan, A.U.; Khan, Z.U. 2013. Incidence of potato viruses in different districts of Khyber pakhtunkhwa, Pakistan. *International Journal of Phytopathology* 2(1): 32-36.
- Gutiérrez, P.A.; Alzate, J.F.; Marín-Montoya, M.A. 2013. Complete genome sequence of a novel potato virus S strain infecting *Solanum phureja* in Colombia. *Archives of Virology* 158(10): 2205–2208. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00705-013-1730-7>
- Gutiérrez-Sánchez, P.; Alzate-Restrepo, J.; Marín-Montoya, M. 2014. Caracterización del viroma de ARN en tejido radical de *Solanum phureja* mediante pirosecuenciación 454 GS-FLX. *Bioagro* 26: 89-98.
- Gutiérrez, P.A.; Mesa, H.; M. Marín. 2016. Genome sequence of a divergent Colombian isolate of *potato virus V* (PVV) infecting *Solanum phureja*. *Acta Virologica* 60(1): 49-54.
- Guyader, S.; Ducray, D.G. 2002. Sequence analysis of Potato leafroll virus isolates reveals genetic stability, major evolutionary events and differential selection pressure between overlapping reading frame products. *Journal of General Virology* Jul; 83(Pt. 7):1799-1807. DOI: 10.1099/0022-1317-83-7-1799. PMID: 12075102.
- Guzmán, M.; Ruiz, E.; Arciniegas, N.; Coutts, R.H.A. 2006. Occurrence and variability of *Potato yellow vein virus* in three Departments of Colombia. *Journal of Phytopathology* 154(11-12): 748-750. DOI:10.1111/j.1439-0434.2006.01174.x
- Guzmán, M.; Román, V.; Franco, L.; Rodríguez, P. 2010. Presencia de cuatro virus en algunas accesiones de la Colección Central Colombiana de papa mantenida en campo. *Agronomía Colombiana* 28(2): 225-233.
- Guzmán-Barney, M.; Franco-Lara, L.; Rodríguez, D.; Vargas, L.; Fierro, J.E. 2012. Yield Losses in *Solanum tuberosum* Group Phureja Cultivar Criolla Colombia in Plants with Symptoms of PVV in Field Trials. *American Journal of Potato Research* 89(6): 438-447. DOI:10.1007/s12230-012-9265-0

- Guzmán-Barney, M.; Hernández, A.K.; Franco-Lara, L. 2013. Tracking Foliar Symptoms Caused by Tuber-Borne Potato Yellow Vein Virus (PYVV) in *Solanum Phureja* (Juz et Buk) Cultivar “Criolla Colombia.” *American Journal of Potato Research* 90(3): 284-293. DOI:10.1007/s12230-013-9303-6
- Halim, M.A. 1999. Serological detection of PLRV and PVY from certified potato seeds and their impact on yield. Thesis of MS in Plant Path. Bangladesh: BSMRAU. 80 p.
- Han, J.; Nalam, V. J.; Yu, I.; Nachappa, P. 2019. Vector Competence of Thrips Species to Transmit Soybean Vein Necrosis Virus. *Frontiers in Microbiology* 10: 431.
- Hanssen, I.M.; Lapidot, M.; Thomma, B.P.H.J. 2010. Emerging viral diseases of tomato crops. *Molecular Plant Microbe Interaction* 23: 539– 548.
- Harahagazwe, D.; Condori, B.; Barreda, C.; Bararyenya, A.; Byarugaba, A.A.; Kude, D.A.;; Quiroz, R. 2018. How big is the potato (*Solanum tuberosum* L.) yield gap in Sub-Saharan Africa and why? A participatory approach. *Open Agriculture* 3(2): 180-189..
- Hardy, J.L.; Houk, E.J.; Kramer, L.D.; Reeves, W.C. 1983. Intrinsic factors affecting vector competence of mosquitoes for arboviruses. *Annual Review of Entomology* 28: 229-262.
- Hassani-Mehraban, A.; Saaijer, J.; Peters, D.; Goldbach, R.; Kormelink, R. 2005. A new tomato infecting tospovirus from Iran. *Phytopathology* 95: 852–858.
- Hassani-Mehraban, A.; Saaijer, J.; Peters, D.; Goldbach, R.; Kormelink, R.; 2007. Molecular and biological comparison of two tomato yellow ring virus (TYRV) isolates: challenging the Tospovirus species concept. *Archives of Virology* 152: 85–96.
- Hawkes, J. G. 1990. The potato evolution, biodiversity and genetic resources. Belhaven Press, Oxford, UK. pp 20-26
- Henao-Díaz, E.; Gutiérrez-Sánchez, P.; Marín-Montoya, M. 2013. Análisis filogenético de aislamientos del Potato virus Y (PVY) obtenidos en cultivos de papa (*Solanum tuberosum*) y tomate de árbol (*Solanum betaceum*) en Colombia. *Actualidades Biológicas* 35(99): 219-232.

- Hernández, A.K.; Guzmán-Barney, M. 2013. Comparación de métodos de extracción de RNA para la detección por RT-PCR del Potato yellow vein virus (PYVV) en diferentes órganos de *Solanum tuberosum* grupo phureja. *Revista Colombiana de Biotecnología* 15(1): 71-81.
- Herrbach, E. 1999. Virus–vector interactions,. In: Smith HG, Barker H (eds.), *The Luteoviridae*. CAB International, Wallingford, United Kingdom, pp. 85–146
- Hidalgo, O.; Manrique, K.; Velasco, C.; Devaux, A.; Andrade-Piedra, J.L. 2009. Diagnostic of seed potato systems in Bolivia, Ecuador and Peru focusing on native varieties. In: *Tropical roots and tubers in a changing climate: a convenient opportunity for the world. Fifteenth triennial symposium of the International Society for Tropical Root Crops*, Lima, Peru, 2–6 November 2009, pp 41–46
- Hiddema, J. 1972. Inspection and quality grading of seed potatoes. In: de Bokx, J.A. (ed.), *Viruses of potatoes and seed-potato production*. Pudoc, Wageningen, the Netherlands. pp 206-215
- Hooker, W.J.; Salazar, L.F. 1983. A new plant virus from the high jungle of the eastern Andes: *Solanum apical leaf curling virus*. *Annals of Applied Biology* 103: 449-454
- Hooker, W.J.; Salazar, L.F.; Brown, C.R. 1985. Field infection of *potato by the solanum apical leaf curling virus* (SALCV). *American Journal of Potato Research* 62, 263–272.
- Horne, P.C.; Wilson C. 2000. Thrips and tomato spotted wilt virus. *Australian Potato. Research, Development and Technology Transfer. Conference*. 31 July-3 August. Adelaide, South Australia. 6p.
- Horton, D.E. 1988. Las papas en los países en desarrollo. *Revista Latinoamericana de la Papa* 1: 9–17.
- Hossain, M.H. 1999. Studies of different aspects of seed tuber infection by PLRV and PVY contributing degeneration of potato. Thesis of MS in Plant Path. Bangladesh: BSMRAU. 128 p.

- Huarte, M.A. 2014. Consumo y mercadeo de la papa en Argentina. En: XXVI Congreso Asociación Latinoamericana de la Papa. ALAP, Bogotá Colombia 28 de setiembre al 3 de octubre de 2014. pp 63-66.
- Huarte, M.A.; Capezio, S. B. 2013. El cultivo de la Papa. En: Cahuepé, M.; Gutheim, F. Agricultura y ganadería pampeanas, EUDEM, Mar del Plata, pp.172-202
- Inoue-Nagata, A.K.; Fonseca M., E.N.; Lobo, T.O.T.A.; Ávila, A.C.; Monte, D.C. 2001. Analysis of the nucleotide sequence of the coat protein and 3' untranslated region of two Brazilian *Potato virus Y* isolates. *Fitopatologia Brasileira* 26: 45-52.
- Instituto Nacional de Semillas. 2013. Producción y fiscalización de semilla de papa en provincia de Buenos Aires. *INASE Boletín XI (1)*: 20-21
- Instituto Nacional de Semillas. 2016. Fiscalización de papa semilla en Provincia de Buenos Aires Campaña 2015/2016: Interpretación y resultados. *INASE. Boletín XIV (3)*: 24-26.
- Instituto Nacional de Semillas. 2018. Toda la producción de papa consumo y/o para industria utiliza mucha semilla fiscalizada, el INASE trabaja para que esa semilla llegue a los productores asegurándoles la identidad y calidad. *Oficina Balcarce Revista INASE N°5: septiembre/octubre 2018*. pp 18-19. Recuperado de: https://www.argentina.gob.ar/sites/default/files/revista_inase_n_5.pdf
- Instituto Nacional de Semillas. 2020. Resultados en papa semilla producida a campo Campaña 2019/2020 en Provincia de Buenos Aires. *INASE*. Recuperado el: (30 de Noviembre de 2020). https://www.argentina.gob.ar/sites/default/files/inase_informe_papa2020.pdf
- Insuasti, M. L.; Ochoa, J. B.; Martin, R. R.; Alvarez, R. A.; Quito-Avila, D. F. 2016. First Report of *Potato virus V* and *Peru tomato mosaic virus* on Tamarillo (*Solanum betaceum*) Orchards of Ecuador. *Plant Disease* 100(4): 868
- Islam, W.; J. Zhang, M.; Adnan, A.; Noman, M.; Zaynab; Wu, Z. 2017. Plant virus ecology: A glimpse of recent accomplishments. *Applied Ecology And Enviromental Research*. 15(1): 691-705. DOI: https://doi.org/10.15666/aeer/1501_691705

- Jacobsen, B.; Vincini, A.M.; Tulli, M.C.; Carmona, D.M.; Lopez, R. 2011. *Frankliniella occidentalis* principal transmisor de TSWV: su abundancia y distribución en dos variedades de papa en el sudeste bonaerense. En: 2° Congreso Argentino de Fitopatología. Mar del Plata, junio 2011. pp. 251
- Jacobsen, B.; Vincini, A.M.; Tulli, M.C.; Carmona, D.M.; Lopez, R.A. 2013. Trips transmisores de *Tomato spotted wilt virus* (TSWV) en cultivos de papa (*Solanum tuberosum* L.) para industria. Revista Latinoamericana de la Papa 17 (2):73:101.
- Janzac, B.; Willemsen, A.; Cuevas, J.M.; Glais, L.; Tribodet, M.; Verrier, J.L., Elena, S.F.; Jacquot, E. 2015. Brazilian *Potato virus Y* isolates identified as members of a new clade facilitate the reconstruction of evolutionary traits within this species. Plant Pathology 64: 799-807
- Jeffries, C.J. 1998. Potato. FAO/IPGRI: Roma, IT. Technical Guidelines Safe Mov. Germplasm. N° 19. 177 .
- Jeger, M.J.; Holt, J.; van den Bosch, F.; Madden, L.V. 2004. Epidemiology of insect-transmitted plant viruses: modelling disease dynamics and control interventions. Physiological Entomology 29: 291–304.
- Jericho, C.; Wilson, C.R. 2005. Management of tomato spotted wilt virus in potatoes. Final Report for the Project HAL PT00019. Tasmania Institute of Agricultural Research, University of Tasmania. 135 p.
- Jones, R.A.C.; Fribourg, C.E. 1977. Beetle, contact and potato true seed transmission of Andean potato latent virus, Annals of Applied Biology 86: 123.
- Jones, R.A.C.; Fribourg, C.E. 1979. Host plant reactions, some properties and serology of wild potato mosaic virus. Phytopathology 69: 446–9.
- Jones, R.A.C. 1981. The ecology of viruses infecting wild and cultivated potatoes in the Andean Region of South America. In: Thresh, J.M. (ed.). Pest, pathogens and vegetation. The role of weed and wild plants in the ecology of crop pests and diseases. Pitman Advanced Publishing Program: Boston, pp. 89-107
- Jones, R.A.C.; Fribourg, C.E.; Koenig, R. 1983. A previously undescribed nepovirus isolated from potato in Peru. Phytopathology 73: 195-98

- Jones, R.A.C. 2004. Using epidemiological information to develop effective integrated virus disease management strategies. *Virus Research* 100: 5–30.
- Jones, R. 2014. Plant virus ecology and epidemiology: historical perspectives, recent progress and future prospects. *Annals of Applied Biology* 164: 320-347. DOI: <https://doi.org/10.1111/aab.12123>
- Karasev, A.V.; Gray, S.M. 2013. Continuous and emerging challenges of Potato virus Y in potato. *Annual Review of Phytopathology* 51: 571–586. DOI: <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-082712-102332>
- Karavina, C.; Ximba, S.; Ibaba, J.D.; Gubba, A. 2016. First report of a mixed infection of *Potato virus Y* and *Tomato spotted wilt virus* on pepper (*Capsicum annum*) in Zimbabwe. *Plant Disease* 100(7): 1533. DOI: <http://dx.doi.org/10.194/PDIS-02-16-0185-PDN>
- Kerlan, C.; Tribodet, M.; Glais, L.; Guillet, M. 1999. Variability of Potato Virus Y in Potato Crops in France. *Journal of Phytopathology* 147: 643-651. DOI:10.1046/j.1439-0434.1999.00441.x
- Kerlan, C. 2006. Description of Plant Viruses: Potato virus Y. Association of Applied Biologists. DOI: <https://www.dpvweb.net/dpv/showdpv/?dpvno=414>
- Kerlan, C. 2008. Potato viruses.. In: Mahy, B. W.; van Regenmortel, M.H. (eds.). Desk encyclopedia of plant and fungal virology. Academic Press: Oxford, pp. 458-471
- Khalil, E.M.; Shalla, T.A. 1982. Detection and spread of potato virus S. *Plant Disease* 66: 368–371.
- Khurana, S.M.P.; Singh, M.N. 1988. Yield loss potential of potato viruses X and Y in Indian potatoes. *Journal of Indian Potato Association* 15: 27–29.
- Khurana, P.S.M. 2000. Potato leafroll virus. In: Khurana, P.S.M (ed). Diseases and pests of potato—a manual. CPRI: Shimla, India, pp 33–35
- Kikkert, M.; Meurs, C.; van de Wetering, F.; Dorfmüller, S.; Peters, D.; Kormelink, R.; Goldbach, R. 1998. Binding of tomato spotted wilt virus to a 94-kDa thrips protein. *Phytopathology* 88: 63-69.

- King, A.M.Q.; Adams, M.J.; Carstens, E.B.; Lefkowitz, E.J. 2011. Virus taxonomy: classification and nomenclature of viruses. Ninth Report of the International Committee on Taxonomy of Viruses. Elsevier Academic Press: San Diego, pp 920-941
- Koenig, R.; Fribourg, C.E.; Jones, R.A.C. 1979. Symptomatology, serological and electrophoretic diversity of isolates of Andean potato latent virus from different regions of the Andes. *Phytopathology* 69: 748–752
- Koenig, R.; Ziebell, H. 2013. Sequence-modified primers for the differential RT-PCR detection of Andean potato latent and Andean potato mild mosaic viruses in quarantine tests. *Archives of Virology* 159 (5): 1169-73. DOI: 10.1007/s00705-013-1859-4.
- Komerlink, R.; Kitajima, E.; De Haan, P.; Zuidema, D.; Peters, D.; Goldbach, R. 1991. The nonstructural protein (NSs) encoded by the ambisense RNAa segment of TSWV is associated with fibrous structures in infected plant cells. *Virology* 73: 687-693.
- Komerlink, R.; Storms, M.; Van Lent, J.; Peters, D.; Goldbach, R. 1994. Expression and subcellular location of the NS_M protein of tomato spotted wilt virus (TSWV) a putative viral movement protein. *Virology* 200: 56-65.
- Krengiel, R.; Vincente, A.C.P.; Weyne, M; Shindo, N.; Brioso, P.S.T.; Felix, D.B.; Villarioel, R.; Oliveira, D.E.; Timmerman, B. 1993. Molecular cloning and sequence analysis of a segment from Andean potato mottle virus B RNA encoding the putative RNA polymerase *Journal of General Virology* (2)74: 315-318.
- Kreuze, J.; Koenig, R.; Souza, J. De; Josef, H.; Müller, G.; Flores, B.; Ziebell, H.; Cuellar, W. 2013. The complete genome sequences of a Peruvian and a Colombian isolate of Andean potato latent virus and partial sequences of further isolates suggest the existence of two distinct potato-infecting tymovirus species. *Virus Research* 173(2):431-435 DOI:10.1016/j.virusres.2013.01.014
- Kreuze, J.F.; Souza-Dias, J.A.C.; Jeevalatha, A.; Figueira, A.R.; Valkonen, J.P.T.; Jones, R.A.C. 2020. Viral Diseases in Potato. In: Campos H.; Ortiz O. (eds) *The Potato Crop*. Springer, Cham. DOI: https://doi.org/10.1007/978-3-030-28683-5_11

- Krishna Kumar, N.K.; Ullman, D.E.; Cho J.J. 1993. Evaluation of *Lycopersicon* germplasm for tomato spotted wilt tospovirus resistance by mechanical and thrips transmission. *Plant Disease* 77: 938-941.
- Kritzman, A.; Gera, A.; Raccach, B; van Lent, J.W.M.; Peters, D. 2002. The route of tomato spotted wilt virus inside the thrips body in relation to transmission efficiency. *Archives of Virology* 147: 2143. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00705-002-0871-x>
- Kunkaliker, S.R.; Poojari, S.; Arun B.M.; Rajagopalan, P.A.; Chen, T.C.; Yeh S.D.; Naidu R.A.; Zher, U.B.; Ravi, K.S. 2011. Importance and genetic diversity of vegetable-infecting tospoviruses in India. *Phytopathology* 101: 367-376.
- Kutnjak, D.; Silvestre, R.; Cuellar, W.; Perez, W.; Müller, G.; Ravnkar, M.; Kreuze, J.F. 2014. Complete genome sequences of new divergent potato virus X isolates and discrimination between strains in a mixed infection using small RNAs sequencing approach. *Virus Research* 191: 45.
- Lacomme, C.; Holmes, R.; Evans, F. 2015. Molecular and serological methods for the diagnosis of viruses in potato tubers. *Methods in Molecular Biology* 1302:161-76. DOI:10.1007/978-1-4939-2620-6_13.
- Lacomme, C.; Glais, L.; Bellstedt, D.U.; Dupuis, B.; Karasev, A.V.; Jacquot, E. 2017. Potato virus Y: Biodiversity, pathogenicity, epidemiology and management. Springer. DOI: <https://doi.org/10.1007/978-3-319-58860-5>
- Latham, L.J.; Jones R.A.C. 1997. Occurrence of tomato spotted wilt tospovirus in native flora, weeds and horticultural crops. *Australian Journal of Agricultural Research* 48:359-369.
- Latham, L.J.; Jones, R.A.C. 1996. Tomato spotted wilt virus and its management. *Western Australian Journal of Agriculture, Fourth Series* 37:86-91.
- Law, M.D.; Moyer, J.W. 1990. A tomato spotted wilt-like virus with a serologically distinct N protein. *Journal of General Virology* 71: 933–938.
- Le Romancer, M.; Kerlan, C. 1991. La maladie des nécroses annulaires superficielles des tubercules: une affection de la pomme de terre due au virus Y. *Agronomie* 11: 889-900

- Le Romancer, M.; Kerlan, C.; Nedellec, M. 1994. Biological characterization of various geographical isolates of Potato virus Y including superficial necrosis on potato tubers. *Plant Pathology* 43: 138–44.
- Lima, M.F.; Michereff F.M. 2016. Vira-cabeça: ameaça à bataticultura no Brasil. *Batata Show* 46: 22-25.
- Lin, Y.-H.; Chen, T.-C.; Hsu, H.-T.; Liu, F.-L.; Chu, F.-H.; Chen, C.-C.; Lin, Y.-Z.; Yeh, S. D. 2005. Serological comparison and molecular characterization for verification of Calla lily chlorotic spot virus as a new tospovirus species belonging to *Watermelon silver mottle virus* serogroup. *Phytopathology* 95: 1482-1488.
- Lizárraga, C.; Querci, M.; Santa Cruz, M.; Bartolini, I.; Salazar, L.F. 2000. Other natural hosts of *Potato virus T*. *Plant Disease* 84: 736-738
- Loebenstein, G. 2001. *Potato leafroll virus* (PLRV; Genus *Polerovirus*; Family *Luteoviridae*). In: Loebenstein G.; et al. (eds) *Virus and Virus-like Diseases of Potatoes and Production of Seed-Potatoes*. Springer, Dordrecht. pp 69-75.
- Lopez, M.; Riegel, R.; Lizana, C.; Behn, A. 2015. Identificación de genes de resistencia a virus y nematodos en el banco de genes de papa chilota de la Universidad Austral. *Chilean Journal of Agricultural Research*. Jul-Sept 2015. Recuperado de: <https://biblioteca.inia.cl/handle/123456789/38594>
- López Lambertini, P.M.; Williams, L.; Ducasse, D. 1999. Detección y diferenciación de Tospovirus por DAS-ELISA. En: Docampo, D.; Lenardón, S. (eds.). *Métodos para detectar patógenos sistémicos*. Instituto de Fitopatología y Fisiología Vegetal (IFFIVE) INTA-JICA. Córdoba. Argentina. pp. 101-102.
- López Lambertini, P.; Williams, L.; Shohara, K.; Ducasse, D. 2003. Diagnosis of three Tospovirus species by rapid immunofilter paper assay. *Journal of General Plant Pathology* 69: 339–341
- López Lambertini, P.M.; Fiorona, M.A. 2008. *Groundnut ringspot virus* (GRSV). En: Rodríguez Pardina, I.G. et al. (eds.) *Enfermedades causadas por virus en cultivos de soja en Argentina*. Laguna. INTA. Buenos Aires, 90p.

- López Lambertini, P.M. 2011. Situación del complejo viral de la peste negra en hortícolas. Agentes causales: descripción, distribución, métodos de detección o diagnóstico. 2º Congreso Argentino de Fitopatología. Mar del Plata, Argentina. pp. 65.
- López Lambertini, P.M. 2018. Tosspovirus y Begomovirus una amenaza fluctuante en papa. XL Congreso Argentino de Horticultura, 2 al 5 de octubre de 2018, Córdoba, Argentina. Horticultura Argentina 37 (94): 303-304.
- Lorenzen, J.H.; Piche, L.M.; Gudmestad, N.C.; Meacham, T.; Shiel, P. 2006. A multiplex PCR assay to characterize Potato virus Y isolates and identify strain mixtures. Plant Disease 90: 935-940.
- Lublinkhof, J.; Foster, D.E. 1977. Development and reproductive capacity of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) reared at three temperatures. Journal of the Kansas Entomological Society 50(3):313-316.
- Lutaladio, N.; Castaldi, L. 2009. Potato: The hidden treasure. Journal of Food Composition and Analysis 22(6): 491-493.
- Madden, L.V.; Campbell, C.L. 1986. Descriptions of virus disease epidemics in time and space. In: Mc Lean, G.D.; Garret, R.G.; Ruesink, W.G.(eds.). Plant Virus Epidemics; monitoring, modelling and predicting outbreaks. Academic Press: Sydney, Australia, pp. 327-344
- Madden, L.V.; Hughes, G.; van den Bosh, F. 2007. The study of plant disease epidemics. The American Phytopathological Society: St Paul, MN, USA. pp 173-209.
- Maes, P.; Adkins, S.; Alkhovsky, S.V.; Avšič-Županc, T.; Ballinger, M.J.; Bente, D.A.; ... ; Kuhn, J.H. 2019. Taxonomy of the order Bunyavirales: second update 2018. Archives of Virology 164(3): 927-941. DOI: 10.1007/s00705-018-04127-3. PubMed PMID: 30663021.
- Makkouk, K.M.; Gumpf, D.J. 1974. Isolation and properties of potato virus Y ribonucleic acid. Phytopathology 64: 1115-1118.

- Mandal, B.; Jain, R.K.; Krishnareddy, M.; Kumar, N.K.K.; Ravi, K.S.; Pappu, H.R. 2012. Emerging problems of tospoviruses (Bunyaviridae) and their management in the Indian subcontinent. *Plant Disease* 96: 468-479.
- Maris, P.C.; Joosten, N.N.; Goldbach, R.W.; Peters, D: 2004. *Tomato spotted wilt virus* infection improves host suitability for its vector *Frankliniella occidentalis*. *Phytopathology* 94: 706-711.
- Martínez, C.V.; González, V.; Fogliata, G.M. 2014. Prevalencia de virus en muestras de papa de Tucumán y Catamarca. En: Libro de resúmenes del 3º Congreso Argentino de Fitopatología. San Miguel de Tucumán. Tucumán. 04-06 de junio. pp 299.
- Massa, G.A.; Segretin, M.E.; Colavita, M.; Bravo-Almonacid, F.F.; Feingold, S.E.; 2005. Organización genómica del Virus del enanismo rugoso de la papa (PRDV). - XIII Congreso Latinoamericano de Fitopatología. Villa Carlos Paz.
- Massa, G.A.; Segretin, M.E.; Colavita, M.; Riero, M.F.; Bravo-Almonacid, F.; Feingold S. 2006. Biological and sequence data suggest that potato rough dwarf virus (PRDV) and potato virus P (PVP) are strains of the same species. *Archives of Virology* 151: 1243–1247. <https://doi.org/10.1007/s00705-006-0760-9>
- Massa, G.A.; Portantier, M.; Segretin, M.E.; Bravo-Almonacid, F.F.; Feingold, S.E. 2008. Comparison of complete sequences of potato rough dwarfvirus and potato virus P and their relationships to other carlaviruses. *Archives of Virology* 153(9): 1787–1789. <https://doi.org/10.1007/s00705-008-0173-z>
- Mayo, M.A.; D'Arcy, C.J. 1999. *The Luteoviridae* (CABI Publishing, Wallingford, United Kingdom, pp. 15–22.
- McDonald, J.G.; Singh, R.P. 1996. Host range, symptomology and serology of isolates of potato virus Y (PVY) that shared properties with the PVY^N and PVY^O strain groups. *American Potato Journal* 73: 309–315.
- Medina Cárdenas, H.C.; Gutiérrez, P.A.; Marín, M. 2015. Detección del Potato virus Y (PVY) en tubérculos de papa mediante TAS-ELISA y qRT-PCR en Antioquia, Colombia. *Bioagro* 27: 83-92.

- Melegari, A.; Ridao, A.; Ortego, J. 2020. Enfermedades de *Solanum tuberosum* L. (papa, patata) en Argentina. En: Nome, S.F.; Docampo, D.M.; Conci, L.R. (eds.) Atlas Fitopatológico Argentino. Vol. 4 N°4, Diciembre 2019. Córdoba, Argentina. Recuperado de: <http://rian.inta.gov.ar/atlas/#/ConsultaGeneral?Por=NombreHospedante&NombreHospedante=Solanum%20tuberosum%20L.&Exacto=si>
- Melgarejo, T.A.; Alminaité, A.; Fribourg, C.; Spetz, C.; Valkonen, J.P.T. 2004. Strains of Peru tomato virus infecting cocona (*Solanum sessiliflorum*), tomato and pepper in Peru with reference to genome evolution in genus Potyvirus. Archives of Virology 149(10): 2025–2034. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00705-004-0356-1>
- Mesa Medina, M.; González Ramírez, M.; Gutiérrez Sánchez, P.; Marín Montoya, M. 2016. Diagnóstico serológico y molecular del *Potato leafroll virus* (PLRV) en tubérculos-semilla de papa en Antioquia, Colombia. Acta Agronómica 65(2): 204-210.
- Ministerio de Agroindustria. 2017. Mercado Externo de la papa. Subsecretaría de Mercados Agropecuarios. Mayo 2017: 1-10. Recuperado de https://www.magyp.gob.ar/sitio/areas/ss_mercados_agropecuarios/areas/hortalizas/archivos/000030_Informes/000995_Mercado%20Externo%20de%20la%20Papa%20-%202017.pdf
- Monteros, E.C.; Cuesta, X.; Jiménez, J.; López, G.; Carmen, C. 2005. Biodiversidad de las papas navitas ecuatorianas. En: Monteros, G.L.C.; Cuesta, X.; Jiménez, J. (eds.) Las papas nativas en el Ecuador: Estudios cualitativos sobre oferta y demanda. (1ª ed.). INIAP, Estación Experimental Santa Catalina, Programa Nacional de Raíces y Tubérculos-Papa/CIP. Quito, Ecuador. pp 9-10
- Montial, I.; Alcoba, N.; Berajano, N. 2005. Virus S de la papa andina (*Solanum tuberosum* ssp. *andigena*) en la Quebrada de Humahuaca. XII Congreso Latinoamericano de Fitopatología III Taller de la Asociación Argentina de Fitopatólogos - 19 al 22 de abril de 2005, Villa Carlos Paz, Córdoba, Argentina. pp: 600

- Montial, I.; Bejarano, N. 2011. Virus presentes en la variedad collareja de papa andina (*Solanum tuberosum* ssp. *andigena*) en la Quebrada de Humahuaca. 2º Congreso Argentino de Fitopatología. 1-3 de junio. Mar del Plata, Buenos Aires, Argentina. pp 155.
- Morales, F.J.; Lastra, R.; De Uzcátegui, R.C.; Calvert, L. 2001. Potato yellow mosaic virus: A synonym of Tomato yellow mosaic virus. Archives of Virology 146(11): 2249–2253. DOI: <https://doi.org/10.1007/s007050170035>
- Moreno, A.; Nebreda, M.; Diaz, B.M.; García, M.; Salas, F.; Fereres, A. 2007. Temporal and spatial spread of *Lettuce mosaic virus* in lettuce crops in central Spain: factors involved in *Lettuce mosaic virus* epidemics. Annals of Applied Biology 150: 351-360.
- Moreno, A.B.; López-Moya, J.J. 2020. When viruses play team sports: Mixed infections in 461 plants. Phytopathology 110: 29–48.
- Moritz, G. 1997. Structure, growth and development. In: Lewis, T. (ed.) *Thrips as Crop Pests*. CAB: Cambridge, UK, pp. 15–63.
- Moritz, G.; Kumm, S.; Mound, L. 2004. *Tospovirus* transmission depends on thrips ontogeny. Virus Research 100: 143–49.
- Mound, L.A. 2007. *Thysanoptera* (Trips) of the world – a checklist, CSIRO Entomology Recuperado el (25 de mayo de 2004) <https://www.ento.csiro.au/thysanoptera/worldthrips.php> .
- Mound, L.A.; Morris D.C. 2007. The insect order Thysanoptera: classification versus systematics. Zootaxa 1668: 395–411.
- Mound, L.A: 2015. *Thysanoptera* (Thrips) of the World — a checklist. CSIRO Entomology Recuperado el (25 de mayo de 2004) <https://www.ento.csiro.au/thysanoptera/worldthrips.php>
- Moyer, J.W. 2000. Tospoviruses. In: Hull, R. (ed.), *Encyclopedia of Microbiology*, vol.4. Academic Press, pp. 592–597.
- Mujica, N. 2001. Criterios básicos para evaluación de moscas minadoras. Módulo 1.1.4: Diagnóstico del muestreo. Manual de capacitación. Lima, Perú 3p.

- Mumford, R.A.; Barker, I.; Wood, K.R. 1994. The detection of tomato spotted wilt virus using the polymerase chain reaction. *Journal of Virological Methods* 46, (3), 303-311,. DOI: [https://doi.org/10.1016/0166-0934\(94\)90002-7](https://doi.org/10.1016/0166-0934(94)90002-7).
- Mumford, R.A.; Barker, I.; Wood, K.R.; 1996. The biology of the tospoviruses. *Annals of Applied Biology*, 128: 159–183.
- Munro, J. 1955. The reactions of certain solanaceous species to strains of potato virus Y. *Canadian Journal of Botany* 33: 355–361.
- Muñoz, D.; Gutiérrez, P.; Marín, M. 2016. Detección y caracterización del genoma de aislamientos de Potato virus Y infectando papa (*Solanum tuberosum* L.) en La Unión (Antioquia, Colombia). *Agronomía Colombiana* 34(3): 317–328. DOI: <https://doi.org/10.15446/agron.colomb.v34n3.59973>
- Nagata, T.; de Ávila, A.C.; de Melo Tavares, P.C.T.; de J. Barbosa, C.; Juliatti, F.C.; Kitajima, E.W. 1995. Occurrence of different tospoviruses in six states of Brazil. *Fitopatologia Brasileira* 20: 90–95.
- Nagata, T.; Inoue-Nagata, A.K.; Smid, H.M.; Goldbach, R.; Peters, D. 1999. Tissue tropism related to vector competence of *Frankliniella occidentalis* for *Tomato spotted wilt tospovirus*. *Journal of General Virology* 80: 507-515
- Nagata, T.; Inoue-Nagata, A.K.; van Lent, J.; Goldbach, R.; Peters, D. 2002. Factors determining vector competence and specificity for transmission of Tomato spotted wilt virus. *Journal of General Virology* 83: 663-671.
- Nagata, T.; Almeida, A.C.L.; Resende, R.O.; de Ávila, A.C. 2004. The competence of four thrips species to transmit and replicate four tospoviruses. *Plant Pathology* 53: 136–140.
- Napolitano, G.; Senesi, S.; Dulce, E.; Inchausti, M.; Tagliacozzo, R. 2011. Estudio de calidad y competitividad del agronegocio de la papa. *Alimentos Argentinos*. Recuperado de http://www.alimentosargentinos.gob.ar/contenido/procal/estudios/06_AgrNegPa/pa/AgronegocioPapa_2011_Dic.pdf

- Nascimento, L.C.; Pio-Ribeiro, G.; Willadino, L.; Pereira, G. 2003. Stock indexing and potato virus Y elimination from potato plants cultivated in vitro. *Scientia Agricola* 60(3): 525-530.
- Nault, L.R. 1997. Arthropod transmission of plant viruses: a new synthesis. *Annals Of the Entomological Society of America* 90: 521–541
- Navarrete; I.; Panchi, N.; Kromann, P.; Forbes, G.A.; Andrade-Piedra J.L. 2017. Health quality of seed potato and yield losses in Ecuador. *Revista Latinoamericana de La Papa* 21(2): 69–88. DOI: <http://dx.doi.org/10.1101/108712>.
- Nie, X.; Singh, R.P. 2002. A new approach for the simultaneous differentiation of biological and geographical strains of *Potato virus Y* by uniplex and multiplex RT-PCR. *Journal of Virological Methods* 104:41–54.
- Nisbet, C.; Butzonitch, I.; Colavita, M.; Daniels, J.; Martin, J.; Burns, R.; George, E.; Akhond, M.A.Y.; Mulholland, V.; Jeffries, C.J. 2006. Characterization of Potato rough dwarf virus and Potato virus P: Distinct strains of the same viral species in the genus *Carlavirus*. *Plant Pathology* 55(6): 803–812. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2006.01448.x>
- Nischwitz, C.; Mullis S.W.; Gitaitis A.S.; Csinos A.S. 2006. First Report of *Tomato spotted wilt virus* in Soybean (*Glycine max*). *Plant Disease* 90: 524.
- Nolte, P.; Whitworth, J.L.; Thornton, M.K.; McIntosh, C.S. 2004. Effect of seed borne Potato virus Y on performance of Russet Burbank, Russet Norkotah, and Shepody potato. *Plant Disease* 88(3): 248–252.
- Nyalugwe E.P.; Wilson C.R.; Coutts, B.A.; Jones, R.A.C. 2012. Biological properties of Potato virus X in potato: effects of mixed infection with Potato virus S and resistance phenotypes in cultivars from three continents. *Plant Disease* 96:43-54.
- Ogada, P.A.; Maiss, E.; Poehling, H.M. 2013. Influence of tomato spotted wilt virus on performance and behavior of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*). *Journal of Applied Entomology* 137: 488-489.

- Ogada, P.A.; Moualeu, D.P.; Poehling, H.M. 2016. Predictive models for *Tomato spotted wilt virus* spread dynamics, considering *Frankliniella occidentalis* specific life processes as influenced by the virus. Plos One 11 (5):e0154533 DOI:10.1371/journal.pone.01545333.
- Ogawa, Y.; Tomitaka, A.; Nakagawa, Ohshima, K. 2008. Genetic structure of a population of Potato virus Y inducing potato tuber necrotic ringspot disease in Japan; comparison with North American and European. Virus Research Volume 131(2),199-212, DOI: <https://doi.org/10.1016/j.virusres.2007.09.010>.
- Olaya, C.; Adhikari, B.; Raikhy, G.; Cheng, J.; Pappu, H. R. 2019. Identification and localization of Tospovirus genus-wide conserved residues in 3D models of the nucleocapsid and the silencing suppressor proteins. VirologyJournal 16(1): 7. DOI: 10.1186/s12985-018-1106-4
- Oliver, J.E.; Whitfield, A.E. 2016. The Genus Tospovirus: Emerging *Bunyaviruses* that threaten food security. Annuals Review of Virology 3(1): 101-124. Epub 2016 Aug 22. Review. PubMed PMID: 27578436.
- Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. 2009. La Papa. Año internacional de la papa 2008, nueva luz sobre un tesoro enterrado. FAO: Roma. pp 50-79. Recuperado de: <https://www.fao.org/3/i0500s/i0500s00.htm>
- Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. 2018. FAOSTAT. [Base de datos]. FAO: Roma, It Recuperado de <http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC>
- Osorio-Giraldo, I.; Gutiérrez-Sánchez, P.; Marín-Montoya, M. 2013. Variabilidad genética de aislamientos colombianos del *Potato mop-top virus* (PMTV). Agronomía Mesoamericana 24(1): 01-15. DOI: <https://doi.org/10.15517/am.v24i1.9636>
- Osorio, M.E.; Marques, A.F.; Romay, G.J.; Roa, S.E.; Demey, J.R.; Vegas, A.L. 2016. Adaptación de la técnica RT-PCR para el diagnóstico del virus del amarillamiento de las venas de papa en Venezuela. Bioagro 28(1): 47–52.

- Pappu, H.R.; Csinos, A.S.; McPherson, R.M.; Jones, D.C.; Stephenson, M.G. 2000. Effect of acibenzolar-S-methyl and imidacloprid on suppression of tomato spotted wilt tospovirus in flue-cured tobacco. *Crop Protection* 19: 349–354.
- Pappu, H.R.; Jones, R.A.C.; Jain, R.K. 2009. Global status of tospovirus epidemics in diverse cropping systems: Successes achieved and challenges ahead. *Virus Research* 141: 219–236.
- Parrella, G.; Gognalons, P.; Gebre-Selassie, K.; Vovlas, C.; Marchoux, G.; 2003. An update of the host range of Tomato spotted wilt virus. *Journal of Plant Pathology* 85: 227–264.
- Peña, E.; Gutiérrez, M.; Montecinos, A.; Muñoz, M.; Vargas, E.; Acuña, I.; Gutiérrez, R.A.; Rosales, I.M. 2016. First Report of Potato mop-top virus in Chile. *Plant Disease* 100(6): 1250-1250
- Pérez Barrera, W.; Valverde Miraval, M.; Barreto Bravo, M.; Andrade-Piedra, J.; Forbes, G.A. 2015. Pests and diseases affecting potato landraces and bred varieties grown in Peru under indigenous farming system. *Revista Latinoamericana de la Papa* 19: 29–41
- Picca, C.; Porcel, L.; 2008. Monitoreo de patógenos en papa semilla. En: XXXI Congreso Argentino de Horticultura. Mar del Plata 30 de septiembre al 3 de octubre de 2008. Resumen no. 155.
- Picca, C.; Fuentes, J.C.; Ojeda, E.M. 2015. Papa semilla: diagnóstico de virus y nematodo. INTA. EEA Rama Caída. Recuperado de: <https://inta.gob.ar/documentos/papa-semilla-diagnostico-de-virus-y-nematodos-en-el-contexto-de-inta-expone-2015>
- Pinheiro, P.V.; Wilson, J.R.; Xu, Y.; Zheng, Y.; Rebelo, A.R.; Fattah-Hosseini, S.; Kruse, A.; Dos Silva, R.S.; XU, Y.; Kramer, M.; Giovannoni, J.; Fei, Z.; Gray, S.; Heck, M. 2019. Plant viruses transmitted in two different modes produce differing effects on small RNA-mediated processes in their aphid vector. *Phytobiomes Journal* 3:71–81. DOI: <https://doi.org/10.1094/PBIOMES-10-18-0045-R>.

- Plchova, H.; Cerovska, N.; Moravec, T.; Dedic, P. 2009. Short communication: Molecular analysis of *Potato leafroll virus* isolates from the Czech Republic. *Virus Genes* 39(1), 153-155. DOI: <http://doi.org/10.1007/s11262-009-0374-x>
- Pontis, R.E.; Feldman, J.M. 1962. Virus del "Marchitamiento manchado del tomate" en cultivos de papa de Mendoza. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias* 9, 55-58.
- Potatopro.(25 de mayo de 2020). Perú: Líder en producción de papa en América Latina. Recuperado de: <https://www.potatopro.com/es/news/2020/per%C3%BA-%C3%ADder-de-producci%C3%B3n-de-papa-en-am%C3%A9rica-latina#:~:text=El%20Per%C3%BA%20se%20ha%20constituido,de%204.5%20millones%20de%20toneladas>
- Quintero-Ferrer, A.; Karasev, A.V. 2013. First Report of Recombinant Potato virus Y Strains in Potato in Jalisco, Mexico. *Plant Disease* 97(3): 430-430
- Ragsdale, D.; Radcliffe, E.B.; Di Fonzo, C.D. 2001. Epidemiology and field control of PVY and PLRV. In: Loebenstein, G.; et al. (eds) *Virus and Virus-like Diseases of Potatoes and Production of Seed-Potatoes*. Springer: Dordrecht. pp 237-270.
- Radcliffe, E., Ragsdale, D. 2002. Aphid-transmitted potato viruses: the importance of understanding vector biology. *American Journal of Potato Research* 79: 353-386.
- Ramallo, A.C.; Ducasse, D.; Ramallo, J.C. 2005. Presencia de Groundnut ringspot virus (GRSV) en papa (*Solanum tuberosum*) en Tucumán, Argentina. En: Libro de Resúmenes: XIII Congreso Latinoamericano de Fitopatología. III Taller de la Asociación Argentina de Fitopatólogos. Villa Carlos Paz. 19-22 de abril de 2005. pp: 608
- R Core Team. 2015 R: A language and environment for statistical computing.: R. Foundation for Statistical Computing. Vienna, Austria <http://www.R-project.org/>.
- Reddy, D.V.R.; Ratna, A.S.; Sudarshana, M.R.; Poul, F.; Kumar, I.K. 1992. Serological relationships and purification of bud necrosis virus, a tospovirus occurring in peanut (*Arachis hypogaea* L) in India. *Annals Applied of Biology* 120: 279–286.

- Reitz, S.R. 2009. Biology and ecology of the western flower trips (Thysanoptera: Thripidae): the making of a pest. *Florida Entomologist* 92(1): 7-13
- Resolución SAGPYA 217 2002 [Ministerio de la Producción. Secretaría d Agricultura, Ganadería y Pesca]. Normas de producción de papa semilla en condiciones controladas y Normas para la fiscalización de papa semilla en campo. 28 de octubre de 2002
- Riascos Chica, M.; Gutiérrez Sánchez, P.A.; Marín Montoya, M.A. 2017. Identificación molecular de potyvirus infectando cultivos de papa en el oriente de Antioquia (Colombia). *Acta Biológica Colombiana* 23(1): 39–50. DOI: <https://doi.org/10.15446/abc.v23n1.65683>
- Ribeiro, S.G.; Inoue-Nagata, A.K.; Daniels, J.; de Ávila, A.C. 2005. Potato deforming mosaic disease is caused by an isolate of Tomato yellow vein streak virus. *New Disease Report* 12: 8.
- Ribeiro, S.G.; Inoue-Nagata, A.K.; Daniels, J.; De Ávila, A.C. 2006. Potato deforming mosaic disease is caused by an isolate of Tomato yellow vein streak virus. *Plant Pathology* 55: 569-569. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2006.01432.x>
- Riley, D.G.; Joseph, S.V.; Srinivasan, R.; Diffie, S. 2011. Thrips vectors of Tosspoviruses. *Journal of Integrated Pest Management* 1(2): 1-10.
- Rileys, D.G.; Sparks J.; Chitturi, A. 2015. Current status of Thrips (Thysanoptera. Thripidae) in Vadalía onions in Georgia. *Florida Entomologist* 97(2): 355-361.
- Rodríguez, A.; Jones, R.A.C. 1978. Enanismo amarillo disease of *Solanum andigena* potatoes is caused by potato leafroll virus. *Phytopathology* 68: 39-43.
- Rodríguez, G.; Ochoa, C.; Salazar, L. 1990. Potencial de resistencia a virus en especies silvestres de *Solanum*. *Revista Latinoamericana de la Papa* 3: 20-29.
- Rodríguez, L.E. 2010. Origen y evolución de la papa cultivada. Una revisión. *Agronomía Colombiana* 28: 9 – 18.

- Rodríguez, P.A.; Franco Lara, L.; Guzmán Barney, M. 2015. Inter and intra variation of *Potato yellow vein virus* in three potato species from Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín* 68(1): 7387-7398. DOI: 10.15446/rfnam.v68n1.47826
- Rotenberg, D.; Krishna Kumar, N.K.; Ullman, D.E.; Montero-Astúa, M.; Willis, D.K.; German, T.L.; Whitfield, A.E. 2009. Variation in *Tomato spotted wilt virus* titer in *Frankliniella occidentalis* and its association with frequency of transmission. *Phytopathology* 99:4: 404-410.
- Rotenberg, D.; Jacobson, A.L.; Schneweis, D.J.; Whitfield, A.E. 2015. Thrips transmission of tospoviruses. *Current Opinion in Virology* 15: 80-89. DOI: 10.1016/j.coviro.2015.08.003.
- Rowlingson, B.; Diggle, P. 2015. Splancs: spatial and space-time point. Pattern analysis. R package version 2, 01-37. <http://CRAN.R-project.org/package=splancs>
- Rybicki, E.P. 2015. A Top Ten list for economically important plant viruses. *Archives Virology* 160(1): 17-20. DOI: 10.1007/s00705-014-2295-9.
- Sakurai, T.; Inoue, T.; Murai, T. 2002. Intraspecific variation in transmission of TSWV by *Frankliniella occidentalis* result from distinct virus accumulation. In: Marullo, R.; Mound, L.A. (eds.). *Trips and Tospoviruses: Proceedings of the 7th International Symposium on Thysanopter.* . *Canberra*. Australian National Insect Collection, pp: 51:57.
- Salazar, L.F.; Harrison, B.D. 1977. Two previously undescribed potato viruses from South America. *Nature*: 265(5592): 337-338. DOI: 10.1038/265337a0. PMID: 834280.
- Salazar, L.F.; Harrison, B.D. 1978a. Host range purification and properties of Potato virus T. *Annals of Applied Biology* 89: 223–235
- Salazar, L.F.; Harrison, B.D. 1978b. Particle properties and strains of Andean potato mottle virus. *Journal of General Virology* 39: 171–178
- Salazar, L. F. 1995. *Los Virus de la Papa y su Control*. Centro Internacional de la Papa (CIP): Lima: Perú, 226 p.

- Salazar, L.F.; Muller, G.; Querci, M.; Zapata, J.L.; Owens, R.A. 2000. Potato yellow vein virus: its host range, distribution in South America and identification as a *crinivirus* transmitted by *Trialeurodes vaporariorum*. *Annals of Applied Biology* 137(1): 7-19.
- Salazar, L.F. 2006a. Emerging and re-emerging potato disease in the Andes. *Potato Research*, 49: 43-47. DOI: 10.1007/s11540-006-9005-2
- Salazar, L. 2006b. Virus Diseases of Potatoes. <https://doi.org/10.1038/npg.els.0004300>
- Saldrigas, G. 2018. Producción de papa semilla en Argentina. *Revista INASE* N°4 Enero/Abril: 35-38
- Salvalaggio, A.; López Lambertini, P.; Cendoya, G.; Huarte, M. 2017. Temporal and spatial dynamics of *Tomato spotted wilt virus* and its vector in a potato crop in Argentina. *Annals of Applied Biology* 171: 5-14. DOI:10.1111/aab.12357
- Santillan, F.W.; Fribourg, C.E.; Adams, I.P.; Gibbs, A.J.; Boonham, N.; Kehoe, M.A.; Maina, S.; Jones, R.A.C. 2018. The biology and phylogenetic of potato virus s isolates from the Andean region of South America. *Plant Disease* 102(5): 869–885. DOI: <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-17-1414-RE>
- Sarker, J.C.; Akanda, A.M.; Karim, M.R.; Sikder, R.K.; Uddin, A.F.M.J. 2018. Evaluation of the Three Generation of Seed Potatoes to Assess Effects of Degeneration Caused By PVY and PLRV. *Advances in Plants and Agriculture Research* 8(1):00296
- Schabenberger, O.; Pierce, F.J. 2001. Contemporary statistical model for the plant and soils sciences. CRC Press: Boca Raron, FL, USA, pp. 638-642
- Scholthof, K.B.; Adkins, S.; Czosnek, H.; Palukaitis, P.; Jacquot, E.; Hohn, T.; Hohn, B.; Saunders, K.; Candresse, T.; Ahlquist, P.; Hemenway, C.; Foster, G.D. 2011. Top 10 plant viruses in molecular plant pathology. *Molecular Plant Pathology* 12(9): 938–954. DOI:10.1111/j.1364-3703.2011.00752.x

- Schreinemachers, P.; Balasubramaniam, S.; Boopathi, N.M.; Viet Ha, C.; Kenyon, L.; Praneetvatakul, S.; Sirijinda, A.; Tuan Le, N.; Srinivasan, R.; Wu, M.H. 2015. Farmers' perceptions and management of plant viruses in vegetables and legumes in tropical and subtropical Asia. *Crop Protection* 75: 115-123. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2015.05.012>
- Schulte-Geldermann, E. 2013. Tackling low potato yields in Eastern Africa: an overview of constraints and potential strategies. In: Woldegiorgis, G.; Schulz, S.; Berihun, B. (eds.). Seed potato tuber production and dissemination, experiences, challenges and prospects: proceedings. National workshop on seed potato tuber production and dissemination, 12–14 Mar 2012. Ethiopian Institute of Agricultural Research (EIAR); Amhara Regional Agricultural Research Institute (ARARI); International Potato Center, Bahir Dar. pp. 72–80 .
- Scurrah, M.; Ccanto, R.; Olivera, E.; Bejarano, J.; Haan, S. de; Muller, G.; Salas, E.; Mihovilovich, E.; Bonierbale, M.; Barker, I. 2009. Are viruses important in native seed systems in Huancavelica, Peru? Viruses and Andean potato seed systems. *Tropical roots and tubers in a changing climate: a convenient opportunity for the world. Fifteenth Triennial Symposium of the International Society for Tropical Root Crops*, Lima, Peru, 2-6 November 2009, pp.20-26 ref.10.
- Serra, M.C.; Weidemann, H.L. 1997. First report of Potato Tuber Necrotic Ringspot Disease caused by PVY^{NTN} in Portugal. *Plant disease* 81(6): 694-694
- Shalileh, S.; Ogada, P.A.; Moualeu, D.P.; Poehling, H.M. 2016. Manipulation of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) by *Tomato Spotted Wilt Virus* (Tospovirus) Via the Host Plant Nutrients to Enhance Its Transmission and Spread. *Environmental Entomology* 45(5): 1235–1242. DOI: [10.1093/ee/nvw102](https://doi.org/10.1093/ee/nvw102)
- Sherwood, J.L.; German, T.L.; Whitfield, A.E.; Moyer, J.W.; Ullman, D. E. 2001. Tomato spotted wilt. In: *Encyclopedia of Plant Pathology*. John Wiley & Sons, Inc. New York, pp. 1030–1031

- Shrestha, A.; Srinivasan, R.; Riley, D.G.; Culbreath, A.K. 2012. Direct and indirect effects of a thrips-transmitted *Tospovirus* on the preference and fitness of its vector, *Frankliniella fusca*. *Entomologia Experimentalis Et Applicata* 145: 260-271. DOI: [10.1111/eea.12011](https://doi.org/10.1111/eea.12011)
- Shindo, N.; Krngiel, R.; Brioso, P.; Vicente, A.C.; Weyne, M.; De Oliverira, D.E.; Timmerman, B. 1992. Complete nucleotide sequence of the 22kDa coat protein of Andean potato mottle virus. *Plant Molecular Biology* 19: 505–507
- Sierra Mejía, A.; Gallo García, Y.M.; Gutiérrez Sánchez, P.A.; Marín Montoya, M.A. 2019. Diseño de cebadores específicos para la detección por RT-PCR del *Potato Virus Y* (PVY). *Acta Biológica Colombiana* 24(3), 561–565. DOI: <https://doi.org/10.15446/abc.v24n3.76523>
- Sierra, A., Gallo, Y.; Estrada, M.; Gutiérrez, P.; Marín, M. 2020. Detection of four RNA viruses in commercial and informal potato seed tubers in Antioquia (Colombia), *Archives of Phytopathology and Plant Protection* DOI: [10.1080/03235408.2020.1829424](https://doi.org/10.1080/03235408.2020.1829424).
- Silva, J.N.; Michereff, S.J.; Pio-Ribeiro, G.; Andrade, G.P. 2001. Arranjo espacial do vira-cabeça do fumo em Arapiraca, estado de Alagoas. *Fitopatologia Brasileira* 26: 721-725.
- Silva, O.; Figueira, A.; Boari, A.; Pereira Pinto, C.A.B.; Rafael Rodrigues, B. 2005. Caracterização biológica de onze isolados de PVX (*Potato virus X*) do Brasil. *Ciência e Agrotecnologia* 29(3): 521-527. DOI: <https://doi.org/10.1590/S1413-70542005000300003>
- Silvestre, R.; Untiveros, M.; Cuellar, W.J. 2011. First Report of Potato yellowing virus (Genus Ilarvirus) in *Solanum phureja* from Ecuador. *Plant Disease* 95(3): 355-355. DOI: <https://doi.org/10.1094/PDIS-09-10-0624>
- Silvestre, R.; Fuentes, S.; Risco, R.; Berrocal, A.; Adams, I.; Fox, A.; Cuellar, W.J.; Kreuze, J. 2020. Characterization of distinct strains of an aphid-transmitted ilarvirus (fam. Bromoviridae) infecting different hosts from South America. *Virus Research* 197944. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.virusres.2020.197944>

- Singh, R.P.; Khurana, S.M.P.; Nagaich; B.B.; Agrawal, H.O. 1988. Environmental factors influencing aphid transmission of potato virus Y and leafroll virus. *Potato Research* 31: 501–509.
- SINAVIMO. 2020. Sistema Nacional Argentino de Vigilancia y Monitoreo de Plagas. *Solanum tuberosum*. (25 de octubre de 2021): Recuperado de: <https://www.sinavimo.gov.ar/cultivo/solanum-tuberosum>
- Slack, S.A. 1983. Identification of an isolate of the Andean strain of potato virus S in North America. *Plant Disease* 67: 786–789.
- Soellick, T.R.; Uhrig, J.F.; Bucher, G.L.; Kellmann, J.W.; Schreier, P.H. 2000. The movement protein NSm of tomato spotted wilt tospovirus (TSWV): RNA binding, interaction with the TSWV N protein, and identification of interacting plant proteins. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United State of America* 97 (5): 2373-2378.
- Souza-Dias, J.A.C.; Russo, P.; Miller, L.; Slack, S.A. 1999. Comparison of nucleotide sequences from three potato leafroll virus (PLRV) isolates collected in Brazil. *American Journal of Potato Research* 76: 17–24. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF02853553>
- Souza-Dias, J.A.C.; Sawazaki, H.E.; Pernambuco-Fo, P.C.A.; Elias, L.M.; Maluf, H. 2008. Tomato severe rugose virus: Another begomovirus causing leaf deformation and mosaic symptoms on potato in Brazil. In *Plant Disease* 92(3): 487. DOI: <https://doi.org/10.1094/PDIS-92-3-0487C>
- Souza-Dias, J.A.C.; Resende, R.O.; Delfrate, A.; Ferreira, L. A.; Berger, I.; Barbosa, P.; Maciel, S.; Beloni, C.N. 2019. Groudnut ringspot virus (GRSV): an Orthospovirus species showing no symptoms on potato tuber (*Solanum tuberosum*) nor perpetuation via tuber/seed-potato, for major cultivar planted in Brazil. 51° Congresso Brasileiro de Fitopatologia pp. 374
- Spetz, C.; Taboada, A.M.; Darwich, S.; Ramsell, J.; Salazar, L.F.; Valkonen, J.P.T. 2003. Molecular resolution of a complex of potyviruses infecting solanaceous crops at the centre of origin in Peru. *The Journal of General Virology* 84 (Pt. 9): 2565-2578. DOI: 10.1099/vir.0.19208-0

- Spetz, C.; Valkonen, J. 2003. Genomic sequence of *Wild potato mosaic virus* as compared to the genomes of other potyviruses. *Archives of Virology* 148: 373–380. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00705-002-0929-9>
- Srinivasan, R.; Alvarez, J.M. 2007. Effect of mixed viral infections (*Potato virus Y* – *Potato leafroll virus*) on biology and preference of vectors *Myzus persicae* and *Macrosiphum euphorbiae* (Hemiptera: Aphididae), *Journal of Economic Entomology* Volume 100, Issue 3, 1 June, Pages 646–655. DOI: <https://doi.org/10.1093/jee/100.3.646>.
- Stafford, C.A.; Walker, G.P.; Ullman, D.E. 2011. Infection with a plant virus modifies vector feeding behavior. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 108(23):9350-9355. DOI: <https://doi.org/10.1073/pnas.1100773108>
- Storms, M.M.H.; van der Schoot, C.; Prins, M.; Kormelink, R.; van Lent, J.W.M.; Goldbach, R.W. 1998. A comparison of two methods of microinjection for assessing altered plasmodesmal gating in tissues expressing viral movement proteins. *Plant Journal* 13: 131-140
- Stumpf, C.F.; Kennedy, G.G. 2005. Effects of *tomato spotted wilt virus* (TSWV) isolates, host plants, and temperature on survival, size, and development time of *Frankliniella fusca*. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 114: 215-225
- Stumpf, C.F.; Kennedy, G.G. 2007. Effects of *Tomato spotted wilt virus* isolates, host plants, and temperature on survival, size, and development time of *Frankliniella occidentalis*. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 123: 139-147.
- Syller, J. 2012. Facilitative and antagonistic interactions between plant viruses in mixed infections. *Molecular Plant Pathology* 13(2): 204-216. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1364-3703.2011.00734.x>
- Syller, J.; Grupa, A. 2016. Antagonistic within-host interactions between plant viruses: Molecular basis and impact on viral and host fitness. *Molecular Plant Pathology*, 17: 769–782. DOI: 10.1111/mpp.12322

- Tatineni, S.; Riethoven, J.J.M.; Graybosch, R.A.; French, R.; Mitra, A. 2014. Dynamics of small RNA profiles of virus and host origin in wheat cultivars synergistically infected by Wheat streak mosaic virus and Triticum mosaic virus: virus infection caused a drastic shift in the endogenous small RNA profile. PLoS ONE 9, e111577.
- Tavella, L.; Tedeschi, R.; Mason, G.; Roggero, P. 2001. Efficiency of north-western Italian thrips populations in transmitting tospoviruses. In: Thrips and Tospoviruses. Proc. 7th Int. Symp. Thysanoptera. Australian National Insect Collection, Canberra, Australia, pp. 81-86
- Tenorio, J.; Chuquillanqui, C.; Garcia, A.; Guillen, M.; Chavez, R.; Salazar, L.F. 2003. Sintomatología y efecto en el rendimiento de papa por el achaparramiento rugoso. Fitopatología 38: 32–36.
- Tentchev, D; Verdin, E.; Marchal, C.; Jacquet, M.; Aguilar, J.M.; Moury, B: 2011. Evolution and structure of *Tomato spotted wilt virus* populations: evidence of extensive reassortment and insights into emergence processes. Journal of General Virology 92: 961-973.
- The European Cultivated Potato Database. (11 de agosto de 2020). Innovator: Solanaceae. Recuperado de: <http://www.europotato.org/varieties/view/Innovator-E>
- Thomas, P.E.; Lawson, E.C.; Zalewski, J.C.; Reed, G.L.; Kaniewski, W.K., 2000. Extreme resistance to potato leafroll virus in Russet Burbank potato mediated by the viral replicase gene. Virus Research 71: 49–62.
- Thompson, J.R.; Perry, K.L.; De Jong, W. 2004. Un nuevo virus de la papa en un nuevo linaje de virus tipo picorna. Archives of Virology 149: 2141-2154. DOI: [10.1007/s00705-004-0362-3](https://doi.org/10.1007/s00705-004-0362-3)
- Tomassoli, L.; Lumia, V.; Cerato, C.; Ghedini, R. 1998 Occurrence of potato tuber necrotic ringspot disease (PTNRD) in Italy L - Plant Disease 82: 350-350.
- Torrance, L. 2020. Virus Diseases of Potatoes. In eLS, John Wiley & Sons, DOI:10.1002/9780470015902.a0000763.pub3

- Tsompana, M.; Moyer, J.W. 2008. Tosspoviruses. In: Mahy, B.W.J., Van Regenmortel, M.H.V. (eds.), *Encyclopedia of Virology* vol. 5, 3rd ed. Elsevier: Oxford, UK, pp. 157–162.
- Ullman, D.E.; Cho, J.J.; Mau, R.F.L.; Wescot, D.M.; Custer, D.M. 1992. A midgut barrier to tomato spotted wilt virus acquisition by adult western flower thrips. *Phytopathology* 82: 1333–42.
- Ullman, D.E.; German, T.L.; Sherwood, J.L.; Westcot, D.B.; Cantone, F.A. 1993. Tosspovirus replication in insect vector cells: immunocytochemical evidence that the nonstructural protein encoded by the S RNA of tomato spotted wilt tospovirus is present in thrips vector cells. *Phytopathology* 83: 456–463.
- Ummad-ud-Din, U.; Khan, M.A.; Nazir, J.; Bushra, S. 2011. Evaluation of resistance against PLRV in potato cultivars. *Pakistan Journal of Phytopathology* 23(1): 14–19.
- Valiela, M.V.F. 1960. Potato leafroll virus: A serious trouble in maintaining healthy seed potatoes in Argentina. *American Potato Journal* 37(3): 90–94. <https://doi.org/10.1007/BF02855137>
- Valkonen, J.P.T.; Contreras, A.; Pehu, E.; Salazar, L.F. 1992. Naturally occurring viral infections in *Solanum brevidens* and *S. fernandezianum*. *Potato Research* 35(4): 411–417. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF02357597>
- Vallejo, D.; Gutiérrez P.A.; Marín, M. 2016. Genome characterization of a Potato virus S (PVS) variant from tuber sprouts of *Solanum phureja* Juz. et Buk. *Agronomía Colombiana* 34: 51-60.
- Vance, V.B. 1991. Replication of potato virus X RNA is altered in coinfections with potato virus Y. *Virology* 182: 486–94.
- Vásquez, V.; Montero-Astúa, M.; Rivera, C. 2006. Incidencia y distribución altitudinal de 13 virus en cultivos de *Solanum tuberosum* (*Solanaceae*) en Costa Rica. *Revista Biología Tropical* 54 (4): 1135-1141
- Vetten, H.J.; Ehlers, U.; Paul, H.L. 1983. Detection of *potato viruses* Y and A in tubers by enzyme linked immunosorbant assay after natural and artificial break of dormancy. *Phytopathologische Zeitschrift* 108: 41– 53.

- Villamil-Garzón, A.; Cuellar, W.J.; Guzmán-Barney, M. 2014. Co-infección natural de potato yellow vein virus y potivirus en cultivos de *Solanum tuberosum* en Colombia. *Agronomía Colombiana* 32(2): 213-223. DOI: 10.15446/agron.colomb.v32n2.43968
- Villela, J.A.; Pap, T.; Salaz, F.J.S. 2017. Levantamento de viroses presentes em batatas-semente da produção nacional e importadas. *Batata Show* 49: 20-24
- Vincini, A.M.; Jacobsen, B.; Tulli, M.C.; Carmona, D.M.; López, R. 2014. Dinámica poblacional de *Frankliniella occidentalis* (Pergande) y *Thrips tabaci* Lindeman en cultivos de papa (*Solanum tuberosum*). *Entomotropica* 29(1): 17-27.
- Viotti, G.; Quiroga, M.; Martino, C. 2008. Calidad sanitaria de papa semilla utilizada en la provincia de Córdoba. En: Libro de resúmenes XXIII Congreso de la Asociación Latinoamericana de la Papa y VI Seminario Latinoamericano de Uso y Comercialización de la Papa. Mar del Plata. pp. 497 – 498.
- Viotti, G.; Lanfranconi, L.; Martino, C.; Ranieri, V.; Puyané, N.; López Lambertini P. M. 2010. Groundnut rings spot virus (GRSV), un tospovirus emergente en cultivos de papa en Córdoba. XXXIII Congreso Argentino de Horticultura.. 28 de septiembre al 1 de octubre de 2010, Rosario, Argentina. Res. 115. En: *Horticultura Argentina* 29(70): 55. <http://www.horticulturaar.com.ar/es/articulos/resumenes-de-horticultura-xxxiii-congreso-argentino-de-horticultura.html>
- Wan, Y.; Hussain, S.; Merchant, A.; Xu, B.; Xie, W.; Wang, S.; Zhang, Y.; Zhou, X.; Wu, Q. 2020. *Tomato spotted wilt orthotospovirus* influences the reproduction of its insect vector, western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*, to facilitate transmission. *Pest Management Science* 76: 2406-2414. DOI: [10.1002/ps.5779](https://doi.org/10.1002/ps.5779)
- Wang, M.; Gonsalves, D. 1990. ELISA detection of various tomato spotted wilt virus isolates using specific antisera to structural proteins of the virus. *Plant Disease* 74: 154–158.
- Webster, C.G.; Frantz, G.; Reitz, S.R.; Funderburk, J.E.; Mellinger, H.C.; McAvoy, E.; Turechek, W.W.; Marshall, S.H.; Tantiwanich, Y.; McGrath, M.T.; Daughtrey, M.L.; Adkins, S. 2015. Emergence of Groundnut ringspot virus and Tomato chlorotic spot virus in Vegetables in Florida and the Southeastern United States. *Phytopathology* 105(3): 388-398. DOI: 10.1094/PHYTO-06-14-0172-R

- Webster, C.G.; Frantz, G.; Reitz, S.R.; Funderburk, J.E.; Mellinger, H.C.; McAvoy, E.; Turechek, W.W.; Marshall, S.H.; Tantiwanich, Y.; McGrath, M.T.; Daughtrey, M.L.; Adkins, S. 2015. Emergence of groundnut ringspot virus and tomato chlorotic spot virus in vegetables in Florida and the Southeastern United States. *Phytopathology* 105: 388-398.
- Webster, C.G.; Reitz, S.R.; Perry, K.L.; Adkins, S. 2011. A natural M RNA reassortant arising from two species of plant- and insectinfecting bunyaviruses and comparison of its sequence and biological properties to parental species. *Virology* 413: 216-225.
- Were, H.K.; Kabira, J.N.; Kinyua, Z.M.; Olubayo, F.M.; Karinga, J. K.; Aura, J.; Lees, A. K.; Cowan G. H.; Torrance L. 2013. Occurrence and distribution of potato pests and diseases in Kenya. *Potato Research* 56: 325–342. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11540-013-9246-9>
- Whitfield, A.E.; Ullman, D.E.; German, T.L. 2005. Tomato spotted wilt virus glycoprotein GC is cleaved at acidic pH. *Virus Research* 110:183-186.
- Whitworth, J.L.; Hamm, P.B.; Nolte, P. 2012. Distribution of Potato virus Y strains in tubers during the post-harvest period. *American Journal of Potato Research* 89(2): 136-141.
- Wijkamp, I.; Goldbach, R.; Peters, D. 1996. Propagation of *Tomato spotted wilt virus* in *Frankliniella occidentalis* does neither result in pathological effects nor in transovarial passage of virus. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 81: 285–292.
- Wijkamp, I.; Van Lent, J.; Kormelink, R.; Goldbach, R.; Peters, D. 1993. Multiplication of tomato spotted wilt virus in its vector, *Frankliniella occidentalis*. *Journal of General Virology* 74: 341–349.
- Williams, L.V.; López Lambertini, P.M.; Shohara, K.; Biderbost, E.B., 2001 . Occurrence and geographical distribution of tospovirus species infecting tomato crops in Argentina. *Plant Disease* 85: 1227–1229.
- Wilson, C.R. 1998. Incidence of weed reservoirs and vectors of tomato spotted wilt tospovirus on southern Tasmanian lettuce farms. *Plant Pathology* 47: 171-176.

- Wilson, C.R. 2001. Resistance to infection and translocation of *Tomato spotted wilt virus* in potatoes. *Plant Pathology* 50: 402–410.
- Wilson, C.R.; Wilson, A.J.; Poke, F.S.; Westmore, G.C. 2009. *Tomato spotted wilt virus* (TSWV) in potato: epidemiology and host resistance. 9th International Symposium on Thysanoptera and Tospoviruses, 31 August - 4 September 2009, Sea World Resort, Queensland, Australia.
- Wolf, I.; Horvath, S. 2000. The occurrence of potato Y (PVY) potyvirus strains in potato fields in Hungary. *Novenyvedelem* 36 (9): 449–455.
- Yanagisawa, H.; Matsushita, Y.; Khiutti, A.; Mironenko, N.; Ohto, Y.; Afanasenko, O. 2019. Complete genome sequence of a divergent strain of potato virus P isolated from *Solanum tuberosum* in Russia. *Archives of Virology* 164(11): 2891–2894. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00705-019-04397-5>
- Yeh, S.D.; Chang, T.F. 1995. Nucleotide sequence of the N Gene of watermelon silver mottle virus, a proposed new member of the genus *Tospovirus*. *Phytopathology* 85: 58-64.