

# Estado del Arte de la Plataforma Regional para la Prevención y Detección Precoz de Enfermedades Cuarentenarias en Frutales en América Latina y el Caribe

Diana Beatriz Marini  
Diego Maeso  
Antonio Bustamante  
Humberto Prieto



2020

Número de serie 001



Códigos JEL: Q16

FONTAGRO (Fondo Regional de Tecnología Agropecuaria) es un programa de cooperación administrado por el Banco Interamericano de Desarrollo (BID), pero con su propia membresía, estructura de gobernabilidad y activos. Las opiniones expresadas en esta publicación son de los autores y no necesariamente reflejan el punto de vista del Banco Interamericano de Desarrollo, FONTAGRO, de sus Directorios Ejecutivos ni de los países que representan.

El presente documento ha sido preparado por Diana Beatriz Marini, Humberto Prieto, Antonio Bustamante, Diego Maeso, Luis Conci, Susana Di Masi, Raquel Haelterman, Angélica Dal Zotto, Gerardo Sanchez, Sebastián Gomez Talquenca, Roberto Farrando, Damián Pigliónico y Vanesa Lucero.

Copyright © 2020 Banco Interamericano de Desarrollo. Esta obra se encuentra sujeta a una licencia Creative Commons IGO 3.0 Reconocimiento-NoComercial- SinObrasDerivadas (CC-IGO 3.0 BY-NC-ND) (<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/3.0/igo/legalcode>) y puede ser reproducida para cualquier uso no comercial otorgando el reconocimiento respectivo al BID. No se permiten obras derivadas. Cualquier disputa relacionada con el uso de las obras del BID que no pueda resolverse amistosamente se someterá a arbitraje de conformidad con las reglas de la CNUDMI (UNCITRAL). El uso del nombre del BID para cualquier fin distinto al reconocimiento respectivo y el uso del logotipo del BID no están autorizados por esta licencia CC-IGO y requieren de un acuerdo de licencia adicional. Note que el enlace URL incluye términos y condiciones adicionales de esta licencia.

Esta publicación puede solicitarse a:

**FONTAGRO**

Banco Interamericano de Desarrollo  
1300 New York Avenue, NW, Stop W0908  
Washington, D.C., 20577





# Índice General

1	Introducción.....	8
2	Objetivo de la Plataforma Regional.....	9
3	Importancia de la fruticultura en el mundo y en el ALC.....	9
3.1	El cultivo del banano: producción e importancia.....	11
3.2	El cultivo del manzano y peral: producción e importancia.....	12
3.3	El cultivo de la vid: producción e importancia.....	13
3.4	El cultivo del duraznero, nectarino y ciruelo: producción e importancia.....	14
3.5	El cultivo del olivo: producción e importancia.....	15
4	Mercados.....	16
4.1	Banano y Plátano.....	16
4.2	Manzano y Peral.....	17
4.3	Vid.....	18
4.4	Durazno y Ciruelo.....	19
4.5	Olivo.....	19
5	Principales enfermedades cuarentenarias, etiología, descripción.....	20
5.1	<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>Cubense</i> Foc R4T.....	20
5.1.1	Nombre de la plaga y taxonomía.....	20
5.1.2	Características del patógeno, razas y hospederos.....	20
5.1.3	Sintomatología/daños.....	21
5.1.4	Transmisión.....	22
5.1.5	Técnicas de detección y control.....	22
5.1.6	Importancia Económica y Distribución geográfica.....	23
5.2	Sharka.....	24
5.2.1	Nombre de la plaga y taxonomía.....	24
5.2.2	Características del patógeno, razas y hospederos.....	24
5.2.3	Sintomatología/daños.....	25
5.2.4	Transmisión.....	26
5.2.5	Técnicas de detección y control.....	26
5.2.6	Importancia Económica y Distribución geográfica.....	27
5.3	<i>Xylella</i> .....	28
5.3.1	Nombre de la plaga y taxonomía.....	28
5.3.2	Características del patógeno, razas y hospederos.....	28
5.3.3	Sintomatología/daños.....	29
5.3.4	Transmisión.....	31



5.3.5. Técnicas de detección y control.....	31
5.3.6. Importancia Económica y Distribución geográfica.....	31
5.4 Fitoplasmas.....	32
5.4.1 Nombre de la plaga y taxonomía.....	33
5.4.2 Características del patógeno, razas y hospederos.....	34
5.4.3 Sintomatología/daños.....	34
5.4.4. Transmisión.....	36
5.4.5. Técnicas de detección y control.....	37
5.3.6. Importancia Económica y Distribución geográfica.....	38
6 Sistema Regulatorio Internacional.....	39
7 Fichas por país: Problemática de las enfermedades y avances en su detección precoz y control .....	41
7.1 Argentina.....	41
7.1.1 Patosistema Sharka/Duraznero y Ciruelo.....	41
7.1.2 Patosistema Fitoplasma/Peral y Duraznero .....	43
7.1.3 Patosistema Xylella/Vid y Olivo.....	44
7.2 Chile .....	46
7.2.1 Patosistema Sharka/Duraznero y Ciruelo.....	46
7.2.2 Patosistema Fitoplasmas/Vid y Peral.....	46
7.3 Ecuador .....	48
7.3.1 Patosistema Banano/Fusarium R4 Tropical.....	48
7.4 Uruguay .....	49
7.4.1 Patosistema Sharka/Duraznero y Ciruelo.....	49
7.4.2 Patosistema Fitoplasma/Peral y Vid.....	49
7.4.3 Patosistema Xylella/Vid y Olivo.....	50
8 Nuevas tecnologías para la detección precoz y el control, frontera del conocimiento.....	51
8.1 Teledetección por imágenes.....	51
8.2 Edición génica a través de CRISP-Cas.....	53
8.3 Test diagnóstico de última generación.....	55
8.4 Técnicas de termoterapia y cultivo in vitro.....	57
9 Reflexiones finales.....	58
10 Referencias Bibliográficas.....	59



## Índice de Gráficos, Figuras y Fotografías

Gráfico 1. Producción mundial de fruta fresca (1990/2018).....	10
Gráfico 2. Principales cultivares de bananeros plantados en el mundo .....	12
Gráfico 3. Principales exportadores e importadores mundiales de Manzana, Pera y Jugo de Manzana.....	18
Fotografía 1. Síntomas de Foc R4T en hojas y tallo de banano.....	22
Fotografía 2. Síntomas de Sharka en hojas, frutos y carozos en duraznero, ciruelo y damasco, respectivamente.....	26
Fotografía 3. Distribución de la enfermedad de Sharka en el mundo.....	27
Fotografía 4. <i>Xylella fastidiosa</i> en vasos xilemáticos de almendro (izq.). Colonias de <i>Xylella fastidiosa</i> de almendro, observadas bajo lupa (der.).....	29
Fotografía 5. Síntomas de <i>Xylella fastidiosa</i> en hojas, ramas y peciolo de vid.....	30
Fotografía 6. Síntomas de <i>Xylella fastidiosa</i> en ramas (izq.) y planta completa de olivo (der.).....	30
Fotografía 7. Distribución de <i>Xylella fastidiosa</i> en el mundo.....	32
Fotografía 8. Síntomas de amarillamiento y decaimiento de plantas de durazneros producidos por ' <i>Candidatus phytoplasma pyri</i> ' .....	35
Fotografía 9. Síntomas de enrojecimiento de hojas en peral producidos por ' <i>Candidatus phytoplasma pyri</i> ' .....	36
Fotografía 10. Síntomas de enrojecimiento y amarillamiento de hojas en vides producidas por Fitoplasmas.....	36
Fotografía 11. Imagen espectral de un olivar, con afectados en Italia, en verde y rojo claro.....	52
Figura 1. Esquema del protocolo de diagnóstico de ADN mediante CRISPR-Cas13a.....	55
Fotografía 12. Cultivo in vitro en frutales.....	58

## Índice de Tablas

Tabla 1. Razas del PPV identificadas en la actualidad.....	25
Tabla 2. ONPF de los países participantes de esta plataforma.....	41



## Listado de Siglas, Símbolos y Abreviaturas

ADN	Ácido desoxirribonucleico
AEBE	Asociación de Exportadores de Banano del Ecuador
AFIDI	Acreditación Fitosanitaria de Ingreso
ALC	América Latina y el Caribe
APPC	Comisión de Protección Vegetal para Asia y el Pacífico
ARN	Ácido ribonucleico
CA	Comunidad Andina
CFI	Consejo Federal de Inversiones
CIPF	Convención Internacional de Protección Fitosanitaria
CNA	Censo Nacional Agropecuario, Argentina
CONICYT	Comisión Nacional de Investigación Científica y Tecnológica, Chile
COSAVE	Comité de Sanidad Vegetal del Cono Sur
COVIAR	Corporación Vitivinícola Argentina
DGSA	Dirección General de Servicios Agrícolas
EEUU	Estados Unidos
EFSA	Autoridad Europea de Seguridad Alimentaria
ESPOL	Escuela Superior Politécnica del Litoral
EUR	Euros
FAO	Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura
FAOSTAT	Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, datos estadísticos
f. sp.	Forma especial
ha	Hectáreas
hL	Hectolitro
IAPSC	Consejo Fitosanitario Interafricano
ICA	Instituto Colombiano de Agricultura
ICSB	Comité Internacional de Sistemática de Bacterias
INASE	Instituto Nacional de Semillas
IPAVE	Instituto de Patología Vegetal
IRPCM	Programa de Investigación Internacional en Micoplasmología Comparativa
LAMP	Amplificación isotérmica mediada por asa
NAPPO	Organización Norteamericana de Protección a las Plantas
NDVI	Índice de Vegetación de Diferencia Normalizada
NEPPO	Organización de Protección de las Plantas del Cercano Oriente
NIMF	Normas Internacionales para Medidas Fitosanitarias
OIRSA	Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria
OIV	Organización Internacional de la Viña y el Vino
OMC	Organización Mundial del Comercio
ONPF	Organizaciones Nacionales de Protección Fitosanitaria
OPYPA	Oficina de Planificación y Política Agropecuaria, Uruguay
ORPF	Organizaciones Regionales de Protección Fitosanitaria
PBI	Producto Bruto Interno
PCR	Reacción en Cadena de la Polimerasa
PPPO	Organización de Protección Fitosanitaria del Pacífico
PPV	Plum Pox Virus
RF	Requisitos Fitosanitarios



RFLPs	Fragmentos de restricción de longitud polimórfica
SAG	Servicio Agrícola y Ganadero
SAI	Sistema Andino de Integración
SENASA	Servicio Nacional de Sanidad Vegetal y Calidad Agroalimentaria
SENASICA	Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria
sp.	Especie
t	Toneladas
USDA	Departamento de Agricultura de los Estados Unidos
U\$S	Dólares
VCG	Grupo de Compatibilidad Vegetativa



# 1 Introducción

El cultivo de frutales es económicamente muy importante a nivel mundial. Los bananos y plátanos por ejemplo, representan el cuarto cultivo más importante en el mundo, después del arroz, trigo y maíz y constituyen el principal alimento de al menos 400 millones de personas (FAO, 2020). La fruticultura también adquiere importancia para el desarrollo de los países de América Latina y el Caribe (ALC), no solamente por su calidad nutricional, sino porque es generador de puestos de trabajo y divisas.

Cada año, hasta un 40 % de los cultivos a nivel mundial se pierden a causa de plagas y enfermedades de las plantas (FAO, 2019). Esto provoca cuantiosas pérdidas en el comercio agrícola y hace que millones de personas integren bolsones de pobreza y padezcan hambre. En los últimos años la globalización, el comercio y el cambio climático han contribuido a un aumento drástico de la propagación de plagas y enfermedades de plantas entre países. La globalización de los mercados ha traído consigo la caída de las barreras arancelarias, pero ha incrementado la importancia de las barreras sanitarias y de inocuidad como mecanismo de protección ante el posible ingreso de plagas. Considerando esto último, la sanidad e inocuidad se convierten en bienes públicos internacionales, y por tanto, requieren de la estrecha colaboración entre países a fin de controlar y eliminar plagas que representan un riesgo a sus sistemas productivos (FAO, 2019). Los frutales son afectados por enfermedades causadas por patógenos sistémicos, siendo las más limitantes las de índole cuarentenario, ya que requieren de un control oficial estricto. El término enfermedad cuarentenaria hace referencia a aquellas enfermedades de importancia económica potencial para el área en peligro, aun cuando no esté presente o si está presente, no está extendida y se encuentra bajo control oficial.

La generación de tecnologías para la prevención del ataque de patógenos y para la disminución de los daños es fundamental como punto de partida para una mejora en el comercio internacional. También para acceder a los beneficios socio-económicos de la fruticultura como generadora de empleo, de diversidad genética y obtención de productos saludables para la población, en el marco del cuidado del medio-ambiente y de la equidad social. El desarrollo tecnológico es un factor clave que garantiza el abastecimiento de alimentos agropecuarios y donde los países desarrollados han llevado la punta en la aplicación de nuevas tecnologías para proteger sus cultivos e incrementar la rentabilidad de sus sectores rurales. Existe una enorme brecha tecnológica para la identificación, detección y prevención de enfermedades cuarentenarias en los países del ALC. Muchas veces por falta de inversión en investigaciones que permitan generar conocimiento básico sobre patógenos locales, tecnologías rápidas y sensibles; y en vigilancia y monitoreo de los cultivos. En el sector frutícola la falta de políticas que impulsen la innovación tecnológica mediante la investigación se refleja en la utilización de prácticas tecnológicas obsoletas, en un desconocimiento de la distribución real y magnitud de las enfermedades; así como en una baja capacidad para impedir que ellas ingresen desde otros países donde, por otra parte, existen cada vez más barreras (FAO, 2020) para poder exportar. Esta situación está llevando a los productores locales a enfrentar en desventaja la competencia





internacional, no sólo en los mercados globales sino también en los propios mercados nacionales.

Los productores frutícolas de los países del ALC al igual que los exportadores e industriales comparten muchas de las problemáticas derivadas de las enfermedades cuarentenarias que afectan los cultivos. Como una forma de concientizar a la población mundial en el valor de la protección de la salud de las plantas para ayudar a erradicar la pobreza y el hambre, la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) declaró al año 2020 como el "Año Internacional de la Sanidad Vegetal para las Naciones Unidas". En ese sentido, conformar una plataforma colaborativa en la temática permitirá acelerar los tiempos de desarrollo tecnológico no solo mediante la suma de esfuerzos y capacidades sino además en el sinergismo que significa el trabajo colectivo, en beneficio de la sanidad de los frutales de los países del ALC.

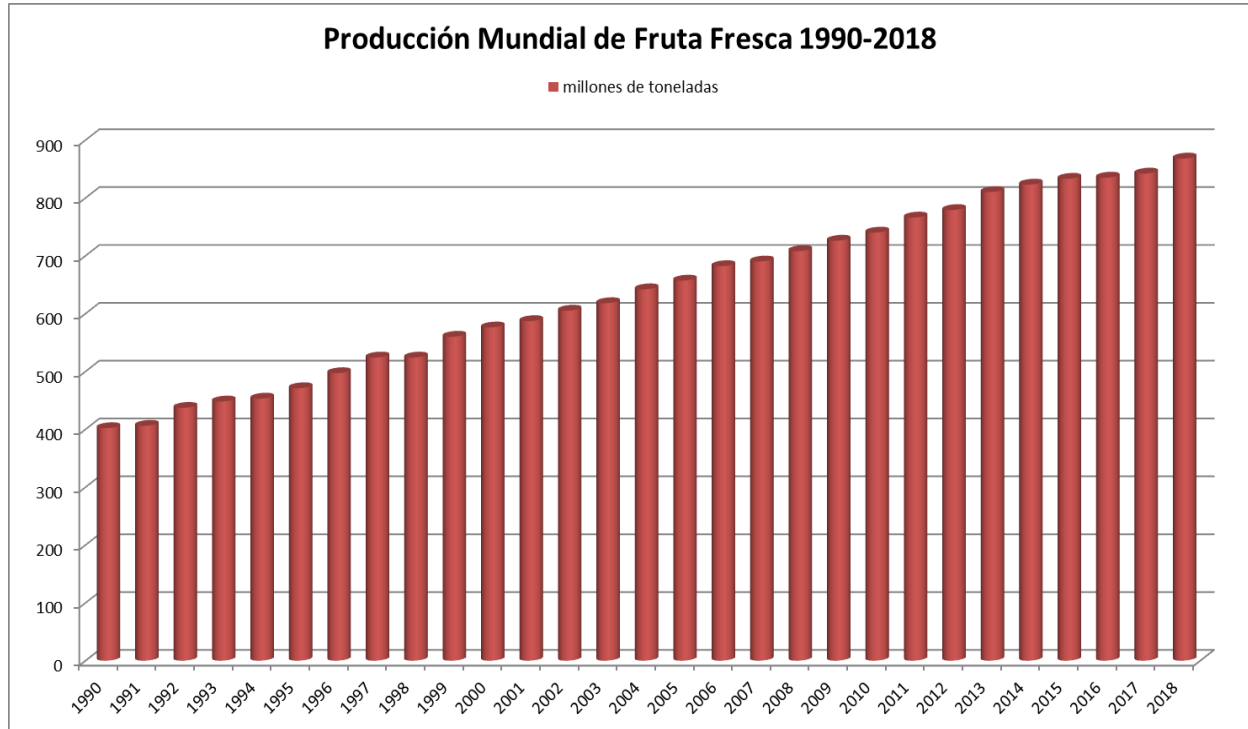
## **2 Objetivo**

El objetivo de este documento es contar con un diagnóstico de base de las realidades de cada uno de los países participantes de la plataforma con respecto a la importancia del sector frutícola para sus economías, de las principales enfermedades cuarentenarias que afectan sus cultivos frutales, conocer los desarrollos tecnológicos para la prevención y control de dichas enfermedades generados hasta el presente en la región y poder identificar y alentar oportunidades de trabajo en conjunto.

El objetivo de la conformación de la Plataforma Regional es incrementar progresivamente las capacidades tecnológicas en la Región para la prevención, detección precoz de enfermedades cuarentenarias y su control en frutales a partir de la innovación, uso de nuevas tecnologías e intercambio de conocimiento científico.

## **3 Importancia de la fruticultura en el mundo y en el ALC**

Según FAOSTAT la producción mundial de fruta fresca superó los 860 millones de toneladas en el 2018 (Gráfico 1). La región de ALC representa más del 13% de la producción mundial de frutas, produciendo un ingreso bruto anual de 16 mil millones de dólares (FAOSTAT, 2018). Los países de ALC son los principales exportadores de fruta fresca (banano, pera, cereza, manzana y uva) hacia el resto del mundo.



**Gráfico 1-**Producción mundial de fruta fresca (1990/2018) en millones de toneladas (Fuente FAO-STAT, 2020).

La fruticultura no solamente es importante debido a los ingresos generados a los agricultores por su comercialización y la calidad de la alimentación, sino también porque es generadora de empleo, al demandar una gran cantidad de mano de obra para la realización de las labores culturales, lo que propicia el arraigo en las zonas rurales. La población rural de los países del ALC ronda los 81 millones de personas, cifra que se reduce anualmente por el éxodo a zonas urbanas (FAOSTAT, 2018).

El consumo de fruta en general viene teniendo un alza en la “demanda comercial” de los últimos años, no solo por el incremento de la cantidad de habitantes que consumen sino debido a que cada vez más se conocen las propiedades alimenticias y nutraceuticas de las mismas. Esa es una de las razones por la cual los niveles de producción tenderían a incrementarse en las próximas décadas, ya que se los consideran alimentos prioritarios incluidos en todas las dietas nutricionales del mundo no sólo como consumo diario de frutas por sus propiedades alimenticias ya probadas sino porque muchos frutales poseen propiedades terapéuticas, basados en estudios que están en amplio desarrollo, y que pueden contribuir al cuidado y prevención de la salud humana (Slavin and Lloyd, 2012).

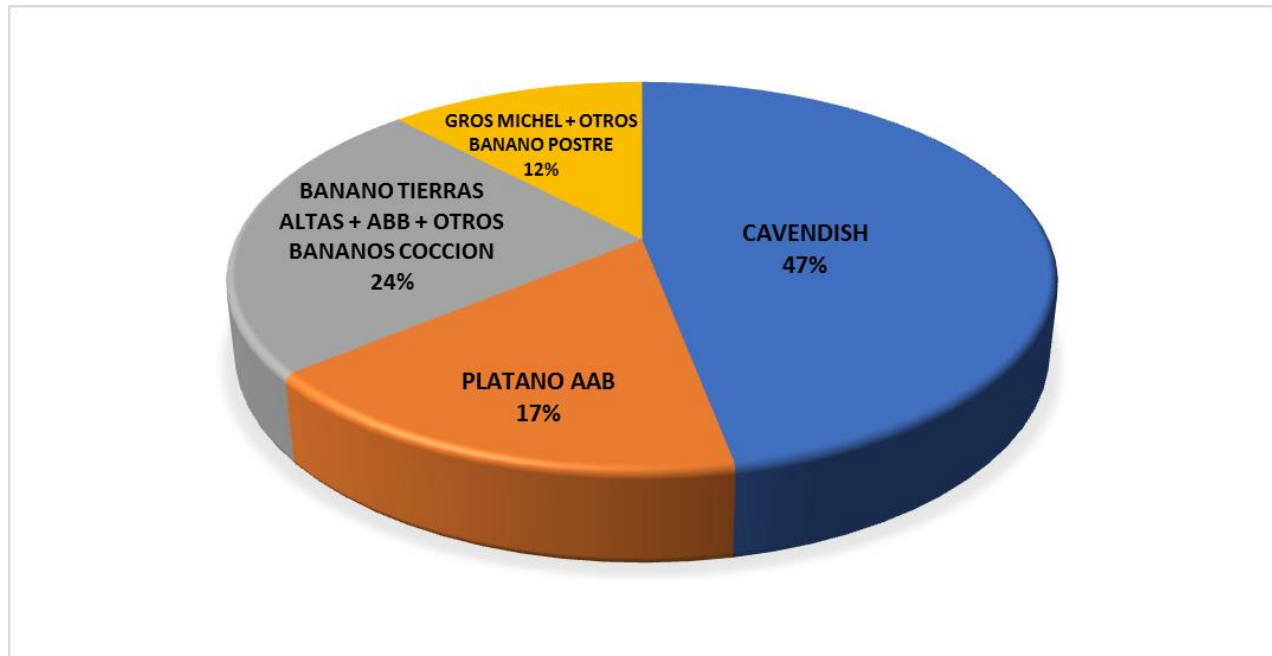
Entre los frutales económicamente más importantes a nivel mundial se destacan el banano, con una producción de más de 115 millones de toneladas, el manzano con alrededor de 86 millones de t, la vid con 79 millones de t y en menor magnitud duraznos, nectarinos y ciruelos con 37 millones y peras con 23 millones de t (FAOSTAT, 2018). La producción bananera, por ejemplo, es un sector clave en la economía ecuatoriana, generando 2 millones de empleos (Cluster Banano, 2018).



### 3.1 El cultivo del Banano: producción e importancia

India produce aproximadamente el 23% de la producción mundial de banano seguido por Brasil, Ecuador, China y Filipinas. Los principales productores mundiales de bananas, destinan la mayoría de la producción al mercado interno. La región del ALC es la principal exportadora de banano en el mundo, en 2017 las exportaciones de esta región sumaron 7.2 mil millones de dólares, es decir, el 58.5% del total mundial. Los principales países exportadores en el ALC son Ecuador, con el 34% de exportación mundial de bananas, Costa Rica, con el 16% y Colombia, con el 13%. El área cultivada de banano en el ALC es de 983.300 hectáreas distribuidas de la siguiente manera: Brasil 465.434 ha, Ecuador 170.809 ha, México 77.328 ha Guatemala 65.514 ha, Colombia 50.685 ha, Costa Rica 43.050 ha, República Dominicana 27.227 ha, Honduras 25.481 ha, Bolivia 20.191 ha, Perú 16.500 ha, Paraguay 7.855 ha, Panamá 6.207 ha, Belice 2.472 ha y Nicaragua con 1716 ha (AEBE, 2019). El cultivar Cavendish representa cerca de la mitad de los cultivares de banana cultivados en el mundo (Gráfico 2) y el 99 % de la banana exportada.

En Ecuador, el 91% de la superficie cultivada y el 89% de los productores se encuentran distribuidos en las provincias de Los Ríos, Guayas y El Oro (AEBE, 2018). El cultivo de banano y sus industrias colaterales generan empleo para más de un millón de familias, esto representa alrededor del 17% de la población actual que dependen de una u otra forma de la industria bananera (PRO ECUADOR, 2018). Por su parte, el sector platanero en Ecuador tiene una superficie sembrada de 144.981 ha, con una exportación de 9.474.308 cajas de 50 libras, lo que ha generado un ingreso de 52 millones de dólares (Ministerio de Comercio Exterior, 2017). La mayor zona de producción de esta musácea, es la conocida como el cinturón platanero, la cual abarca las provincias de Manabí, Santo Domingo y Los Ríos. En el cinturón platanero se producen variedades como el Dominico, que se destina principalmente para consumo nacional, mientras que la variedad Barraganete se exporta en su mayor parte. Los productores de plátano se caracterizan por ser en su mayoría pequeños agricultores, es decir, con superficies entre 0,1 a 30 ha. Los ingresos generados por la actividad bananera representan para Ecuador el 2 % del PBI total y el 35 % del PBI agrícola (Ministerio de Comercio Exterior, 2017).



**Gráfico 2-**Principales cultivares de bananeros plantados en el mundo (Fuente: FAO, 2004)

### 3.2 El cultivo del Manzano y Peral: producción e importancia

China es el principal productor mundial de manzanas y peras, con 55.4 millones de toneladas, representando el 50.4% de la producción mundial. Unos 39.2 millones de estas toneladas son manzanas, el resto principalmente son peras asiáticas.

Europa produce aproximadamente 22.6 millones de toneladas de manzanas, Francia, Italia, Alemania y Polonia son los mayores productores. EEUU es el tercer productor con 5.4 millones de toneladas (FAOSTAT, 2018). Dentro de los países del ALC Chile, Brasil y Argentina son los mayores productores, produciendo 2.0, 1.2 y 1.1 millones de t respectivamente (FAOSTAT, 2018). Estos países se encuentran entre los primeros 50 países productores a nivel mundial. Chile es el principal productor sudamericano de manzana, 8° productor y el 5º mayor exportador mundial, siendo dichas exportaciones una de las principales fuentes generadoras de divisas de la industria frutícola de este país. La superficie plantada se ha mantenido estable en los últimos años y las plantaciones se encuentran principalmente en la región de Maule y O'Higgins, en menor medida en La Araucanía y Bio Bio. Las variedades más plantadas son clones full color de Gala y Fuji, también hay empresas plantando importantes superficies de variedades como Honey Crisp y en menor medida variedades "club" como Jazz y Kanzi. Brasil dispone de manzana de menor calidad para exportación, con una producción dirigida al consumo en fresco, gran parte de su producción se destina para mercado interno. Argentina es el segundo mayor exportador de América del Sur, el eslabonamiento productivo y comercial en pomáceas (manzana y pera), ubicado en las provincias de Río Negro y Neuquén, representa



aproximadamente el 85% de la superficie cultivada de este país, así como el 85% de la producción y el 95% de las exportaciones en fresco e industriales. El 65% de la cosecha argentina de manzana corresponde a la variedad Red Delicious y sus clones; el 15% a Gala y sus clones, coincidiendo este porcentaje con el de Granny Smith. El 5% restante se reparte entre Pink Lady, Rome Beauty, Golden Delicious, Fuji y Braeburn (Toranzo, 2016; FAOSTAT, 2018).

Argentina es el segundo exportador mundial de peras, detrás de China, con el 3% de la producción global y el principal productor de peras del ALC, seguido por Chile y Brasil. El 45% de las variedades cultivadas de pera corresponde a William's y el 30% a Packham's Triumph. Le siguen la Beurre D'Anjou con el 10%, Red Bartlett con 6% y Abate Fetel con el 2% del volumen producido. El porcentaje restante incluye a Beurre Bosc, Beurre Giffard, Clapps Favourite y Red Beurre D'Anjou. En la región del Alto Valle de los ríos Negro y Neuquén se produce el 97% de la producción nacional de peras con 19.000 ha plantadas con una producción de 590.000 t de las cuales 100.000 se consumen en el mercado interno, 300.000 se exportan a 60 mercados internacionales y 190.000 se destinan a procesado. Participan de esta actividad 2.200 productores, la industria cuenta con 270 empaques que alcanzan los 60.000 empleos directos (USDA, 2019; CNA Argentina, 2020). Aproximadamente el 78 % de los productores de manzanas y peras de los países del ALC son productores familiares, con superficies cultivadas que van de 1 a 20 ha (Secretaría de Política Económica; Ministerio de Hacienda, Presidencia de la Nación, Argentina, 2017).

En Uruguay se cultivan aproximadamente 2700 hectáreas de manzano y 800 de peral principalmente para el mercado interno con exportaciones puntuales al Hemisferio Norte. Los cultivos son realizados respectivamente por 472 y 306 productores familiares mayoritariamente en el área metropolitana de la ciudad de Montevideo (departamentos de Canelones y Montevideo). Un alto porcentaje de ellos residen en sus predios y proveen de una importante fuente de trabajo para la región favoreciendo la permanencia de la población en las áreas rurales de los departamentos mencionados.

### **3.3 El cultivo de la Vid: producción e importancia**

Desde el año 2000, la tendencia de la producción mundial de uvas se encuentra en alza (alrededor de 1% por año), no obstante hubo una disminución en la superficie cultivada. Esto se explica principalmente debido a un crecimiento de los rendimientos, procedente de una mejora continua de las técnicas vitícolas. China sigue ocupando el puesto de primer productor mundial con 11,7 millones de t (15% de la producción mundial de uvas), seguida por Italia (8,6 millones t), Estados-Unidos (6,9 millones t), España (6,9 millones t) y Francia (5,5 millones t). El 87% de las uvas producidas por China, son de mesa y sólo 10,3% de uvas son destinadas para vino. Mientras, en Italia un 86,5% de sus uvas se destinan a vino, y un 13,5% a uvas de mesa (OIV, 2019).

Argentina, Chile y Brasil son los principales productores del ALC y exportadores cada día más



importantes. El área destinada al cultivo de la vid en Argentina es de 224 mil hectáreas, ubicadas principalmente en la provincia de Mendoza (71%) y San Juan (21%). Otras provincias con menor participación son La Rioja, Catamarca, Salta, Neuquén, Río Negro y Córdoba. Argentina se ubica en el puesto 7 a nivel mundial, en superficie implantada y octavo en producción de uva. Mientras que Chile con 212.000 hectáreas de vides, se posiciona octavo y noveno respectivamente, a nivel mundial (OIV, 2019). La diversidad de regiones donde desarrolla su actividad es uno de los valores distintivos de Argentina, y su cultivar Malbec, con características únicas en el mundo, ha posibilitado la expansión. Argentina cuenta con cerca de 900 bodegas elaboradoras de vino y el sector genera más de 115 mil empleos directos (COVIAR, 2017).

En América del Sur, las producciones de vino aumentaron significativamente en Argentina (14,5 millones hL) y en Chile (12,9 millones hL) (OIV, 2019). Uruguay cuenta con 6200 ha de vid, alrededor del 31 % de la superficie implantada con frutales en el país, siendo la vid uno de los cultivos tradicionales en este país. Este cultivo fue introducido por los inmigrantes europeos desde el Mediterráneo en la segunda mitad del siglo XIX. Entre muchos se destaca la introducción por Pascual Harriague de la variedad Tannat de origen francés, que distingue hoy a los vinos uruguayos. Aunque existen viñedos en todo el territorio nacional, la mayor concentración en la actualidad se registra en el área metropolitana (Departamentos de Montevideo y Canelones), y el sur del país (Departamentos de Colonia y Maldonado). Lo producido es fundamentalmente para producción de vino de consumo interno (aprox. 800000 hL) aunque anualmente se exportan volúmenes crecientes de vino fino (61000 hL). Recientemente, ha surgido una industria en torno a las estancias de turismo que capitaliza las tradiciones o folclore asociados con la cultura gauchesca y turismo relacionado con el mundo del vino y la restauración. Dada la importancia histórica de este cultivo y el espíritu asociacionista del país algunas bodegas han formado la asociación “Los caminos del vino”, cuyo objetivo es fomentar el turismo asociado a la producción del vino (INAVI Estadísticas 2019, MGAP-DIEA 2003 La viticultura en Uruguay, Centro de Bodegueros del Uruguay, 2008).

### **3.4 El cultivo del Duraznero, Nectarino y Ciruelo: producción e importancia**

La producción mundial de frutos de carozo ronda los 40 millones de toneladas por año, cubriendo una superficie de 5 millones de hectáreas. China, el principal productor, produce más de la mitad de los duraznos del mundo. EEUU, Italia y España son importantes productores de durazneros produciendo cada país 1 millón de toneladas anuales. La producción mundial de ciruelas es de aproximadamente 11 millones de toneladas, con una superficie implantada de 2,4 millones de ha. China es el principal productor de ciruelas con el 50 % de la producción mundial. Estados Unidos es el principal productor mundial de ciruelas secas, seguido por Chile, Argentina y Francia.

Argentina y Chile son los principales productores de frutales de carozo en el ALC. Argentina



cuenta con 36.196 ha entre durazneros, nectarinos y ciruelos, (9.980 ha de duraznos de industria, 8.836 ha de durazno en fresco, 500 ha de nectarinos, 13.063 ha de ciruelo de industria, 3817 ha de ciruelo en fresco) (CNA, 2018). Mendoza es la única provincia productora de duraznos para industria del país, y posiciona a la Argentina como el 4º productor mundial de este tipo de productos. Argentina y Chile se encuentran también entre los principales productores y exportadores de ciruela deshidratada a nivel mundial (Ministerio de Producción y Trabajo, Argentina, 2019).

Chile cuenta con 7.101 ha entre durazneros y nectarinos (5.101 ha son nectarinos y 2.000 ha son durazneros). El principal consumidor de este tipo de fruta fresca es EE.UU., hacia donde el 39% de esta producción es enviada (CONICYT, 2016). La fruticultura es un sector de gran dinamismo en Chile, en términos de producción, exportaciones y generación de empleos. En las últimas temporadas, esta industria ha generado cerca de 450.000 empleos directos (180.000 permanentes y 270.000 de temporada) y un empleo indirecto en bienes y servicios superiores a 1 millón de personas, totalizando cerca de 1,5 millones de empleos.

En Uruguay se cultivan aproximadamente 1800 hectáreas de durazneros, nectarinos y ciruelos, principalmente en la zona sur del país, que representa alrededor del 10 % de la superficie total implantada con frutales en el país. La mayor parte de la producción se realiza en los departamentos de Canelones y Montevideo, y es principalmente de índole familiar contando con 747 productores, la mayoría de los cuales residen en sus predios y aportan la mano de obra familiar, la cual es complementada con aproximadamente 400-450 trabajadores permanentes y entre 1000-1500 en zafras. Esta información es de relevancia porque junto a los otros frutales y a la vid significan una importante fuente de trabajo y de permanencia en las áreas rurales de los departamentos mencionados. Casi la totalidad de la producción se vuelca al mercado interno (80-90%) y en menor parte a la exportación, proveyendo de fruta fresca de estación en la importante zafra turística de Uruguay (INIA, Uruguay, MGAP-DIEA, 2016).

### **3.5 El cultivo del Olivo: producción e importancia**

La producción olivícola, aunque está repartida en los cinco continentes, se concentra sobre todo en la cuenca del Mediterráneo, que representa el 98 por ciento de la superficie productiva y el 97 por ciento de la producción total de aceitunas a nivel mundial. La mayor parte del área destinada a olivos del mundo se encuentra en el continente europeo (67%), seguido por el norte de África (30%). Los principales países en los que se cultivan las aceitunas se encuentran alrededor del Mediterráneo, siendo España el mayor productor con 2.6 millones de hectáreas, seguido de Túnez (1.6 millones de hectáreas) e Italia (1.2 millones de hectáreas). Grecia, Portugal, Turquía y Marruecos también son productores importantes. El cultivo del olivo tiene además un fuerte valor social porque emplea mano de obra abundante e involucra a muchos pequeños agricultores (CFI, 2020).

La Argentina es actualmente el décimo productor mundial de aceitunas en conserva, y el



onceavo de aceites de oliva. La producción nacional representa alrededor del 4% del total mundial (CFI, 2020). La superficie implantada con olivos en Argentina se estima en 77.900 ha (CNA, 2018), siendo las principales provincias productoras: Catamarca, La Rioja, Mendoza, San Juan, Córdoba, Buenos Aires y Río Negro. Del total nacional, el 65% posee variedades aceiteras y el 35% restante, variedades para conserva o doble propósito. Argentina anualmente elabora alrededor de 40.000 t de aceite de oliva, en su mayoría de calidad extra virgen, con algunas oscilaciones según el año que se considere (CFI, 2020). La producción de aceite de oliva de Chile se ha situado en 22.000 toneladas en 2018, lo que supone un 10% más respecto a 2017 (20.000 toneladas) y un 46,6% en comparación con 2013 (15.000 t).

Uruguay cuenta con alrededor de 9.000 ha de olivares, un 38 % de la superficie cultivada de frutales de ese país (OPYPA, 2019). Se trata de un emprendimiento de más de 250 empresas que han desarrollado el cultivo en áreas no tradicionalmente frutícolas generando una importante demanda de mano de obra (emplean a 4000 a 5000 trabajadores en cosecha), que cubre un amplio porcentaje de la demanda interna de aceite (2275 t), y a la vez exporta importantes volúmenes (aprox. 1000 t). De la misma manera que se mencionó con la vid, también se ha desarrollado una creciente industria de agroturismo en torno a los olivares y almazaras, muchos de los cuales están situados en zonas muy panorámicas.

## **4 Mercados:**

### **4.1 Banano y Plátano:**

Una de las características del mercado de las bananas reside en el rol desarrollado por las grandes empresas multinacionales que controlan toda la cadena productiva. La multinacional más conocida en el mundo por la exportación de bananas es Chiquita, que está presente en 11 países, emplea aproximadamente 40.000 personas y produce ganancias de 2,5 millones de euros. Chiquita, Dole y Del Monte, por sí solas, poseen los dos tercios del comercio mundial de bananas, con una mayor a 4,5 millones de euros. La mayoría de la demanda mundial de bananas deriva de los principales países industrializados, en particular desde Europa, EE.UU. y Japón, que representan casi el 60% de las importaciones mundiales. Europa constituye el segundo mercado mundial por el consumo de bananas, con un volumen muy cercano al de EE.UU (FAO, 2020). Los volúmenes mundiales de importación alcanzaron 18,1 millones de toneladas en 2018, un aumento del 4 por ciento en comparación con 2017. Las importaciones netas de la Unión Europea alcanzaron un cantidad sin precedentes de 6 millones de toneladas en 2018, colocándolo como el mayor importador, con una participación de volumen del 32 %, el consumo per cápita experimentó un ligero aumento y alcanzó un pico de 12.8 kg.

A nivel mundial se produce un volumen total de 525 millones de t y cerca de 360 millones de t, poco menos de la mitad del total de las frutas producidos mundialmente, proveniente de países tropicales. La principal región exportadora de banano en el mundo es América Latina y el Caribe, en 2017 las exportaciones de esta región sumaron 7.2 mil millones de dólares, es decir, el 58.5%



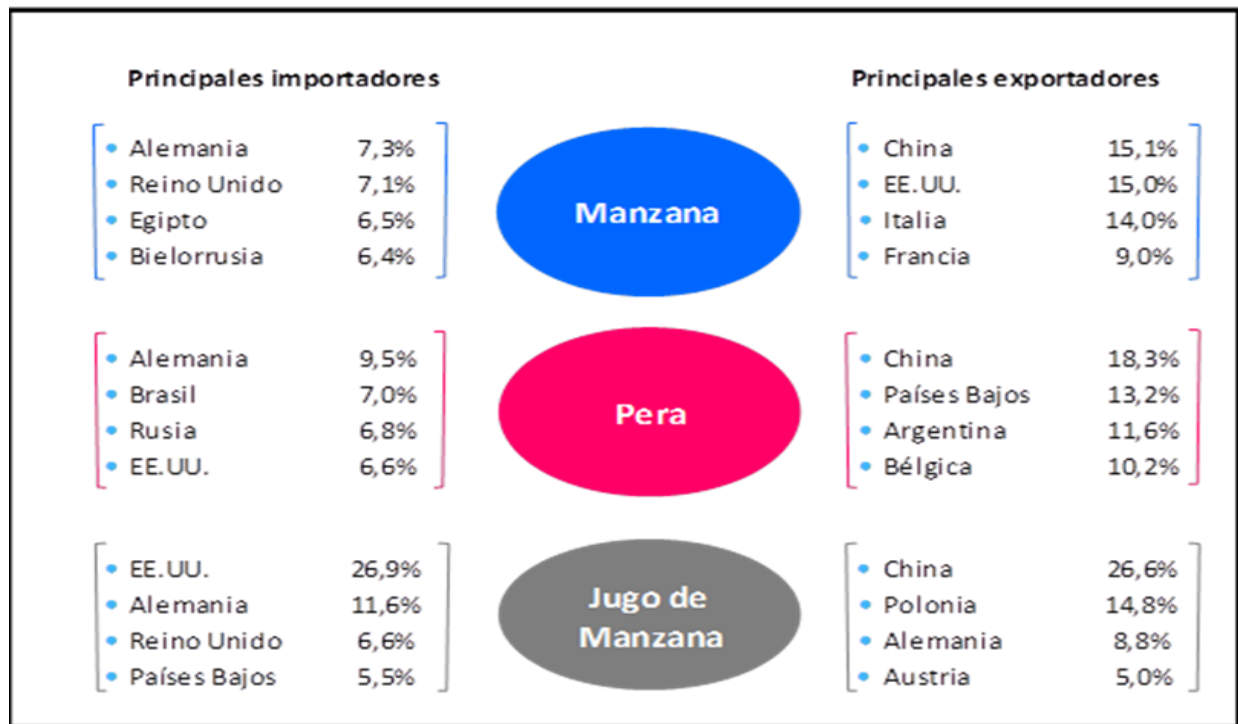


del total mundial. Es seguida por Europa que suma el 20% de las exportaciones (FAO, 2020). Según la Asociación de Exportadores de Banano del Ecuador, América Latina produce el 80% del banano que se exporta a nivel mundial. En el 2015 aproximadamente el 50% de las exportaciones de banano ecuatoriano se destinaron a Rusia, Estados Unidos y Alemania, con participaciones de 20,22%, 15,39% y 11,97%, respectivamente. Otros destinos con menor participación fueron Turquía (7,67%), China (4,62%), Bélgica (4,50%) y Argentina (4,13%) (PRO ECUADOR, 2018). Ecuador es el principal exportador mundial, seguido por Costa Rica y Guatemala (FAO, 2020). El mercado del banano se podría ver muy seriamente afectado si la enfermedad Fusarium R4 Tropical, recientemente detectada en Colombia, se difundiera a los países aledaños del ALC. Esto podría producir graves pérdidas económicas y pérdidas de empleos en los países productores, y un significativo aumento de costos para los países importadores.

## **4.2 Manzano y Peral:**

Las exportaciones de manzanas suponen más de 5 millones de toneladas anuales, con China, EEUU e Italia como los principales exportadores. Mientras que los mayores importadores son Alemania, Reino Unido, Egipto y Rusia, que juntos consumen el 33 % de todas las exportaciones (Gráfico 3). En cuanto a los países del ALC, Chile ha logrado posicionarse como el quinto mayor exportador mundial de manzanas, siendo dichas exportaciones una de las principales fuentes generadoras de divisas de la industria frutícola de este país. Las exportaciones de Manzanas Argentinas están concentradas principalmente en 15 destinos, de los cuales cuatro (Brasil, Paraguay, Rusia y Estados Unidos) importan casi dos tercios del volumen total (Secretaría de Política Económica; Ministerio de Hacienda, Presidencia de la Nación, Argentina, 2017).

En peras, aproximadamente 1,8 millones de toneladas se exportan anualmente, siendo China, Argentina y Sudáfrica los mayores exportadores (Gráfico 3). En 2019 se exportaron desde Argentina cerca de 330.000 toneladas de pera, lo que significó un ingreso de divisas por US\$ 270 millones (Informe Ministerio de producción de Río Negro, Argentina, 2019). Los mayores productores de concentrado de jugo de manzanas son China, EEUU y Polonia, juntos representan más del 40% de la producción mundial. EEUU y Alemania son los mayores importadores de concentrados, cada uno importando más de 0,2 millones de toneladas por año (Gráfico 3).



**Gráfico 3**-Principales exportadores e importadores mundiales de Manzana, Pera y Jugo de Manzana (Fuente: Ministerio de Hacienda, Presidencia de la Nación, Argentina, 2017)

### 4.3 Vid:

El intercambio mundial de vino alcanza los 108 millones de hL en volumen y 31 000 millones de EUR en valor. Las exportaciones de vino siguen estando ampliamente dominadas por España (21,1 millones hL), Italia (19,7 millones hL) y Francia (14,1 millones hL), que representan más del 50% del volumen mundial en 2018. Los primeros cinco países importadores son Alemania (14,7 millones hL), Reino Unido (13,2 millones hL), Estados Unidos (11,5 millones hL), Francia (7,1 millones hL) y China (6,9 millones hL), los cuales siguen representando más de la mitad de las importaciones mundiales en volumen en 2018. El consumo mundial de vino se calcula en 246 millones de hL (OIV, 2019). En cuanto a las exportaciones Argentina ocupa el lugar 36, Chile el 44 y Uruguay el 94. La industria vitivinícola representó en el 2016 el 1,4% del total de las exportaciones para Argentina, el 3 % para Chile y el 0,11 % para Uruguay (Todo El Campo, Uruguay, 2018).

Durante la última temporada productiva de uva de mesa, el Hemisferio Sur ha exportado un volumen total de 1,4 millones de t (4% más que en la temporada 2017/18) y de este total, Chile aportó con el 44% de la oferta (654 mil t).

El 90% del volumen del jugo de uva concentrado generado en Argentina es exportado y genera una facturación de entre 150 y 200 millones de dólares.



## 4.4 Durazno y Ciruelo:

El comercio mundial de durazno de industria según datos del año 2017 es de aproximadamente U\$S 762 millones y 729 mil toneladas, siendo los principales exportadores mundiales Grecia, China, España, Chile, Sudáfrica y Alemania. Argentina alcanzó el noveno puesto como exportador de duraznos preparados o conservados con 8.700 toneladas (1,2% del total mundial) y U\$S 11 millones (1,4%). Se destina a la conserva de durazno en almíbar en mitades alrededor del 66% de la producción nacional y el 34% restante a pulpa. De ésta última, cerca del 80% se destina al mercado exterior. Entre los principales importadores se encuentran: Estados Unidos, México y Japón (Secretaría de Agroindustria; Ministerio de Producción y Trabajo, Presidencia de la Nación, Argentina, 2019a).

Los principales actores del mercado mundial de la ciruela deshidratada son Estados Unidos, Chile, Francia, Australia, Argentina, Italia, Serbia y Sudáfrica. En lo que respecta a la oferta, la variedad de ciruela utilizada para deshidratado presenta la característica de que solo se produce en zonas de clima Mediterráneo con condiciones climáticas que se generan en ciertos paralelos alrededor del mundo; uno de estos paralelos (paralelo sur) pasa por la zona central de Argentina, donde está situada Mendoza y es el mismo que cruza por la zona central de Chile (O'Higgins), luego recorre un extremo de África en Sudáfrica y una parte de Australia en el hemisferio sur. En el hemisferio norte pasa por Estados Unidos, específicamente California, por Francia (Lot-Et-Garone), Italia y Serbia. Los principales exportadores mundiales de ciruelo seca son: Chile, Estados Unidos, Argentina y Francia. El tamaño del mercado global de ciruelas secas ronda las 270.000 toneladas anuales. La producción mundial del año 2018 alcanzó aproximadamente las 220.000 toneladas. Según datos de cosecha de los últimos 25 años, se observa un decrecimiento sostenido e importante de California al tiempo que se registra crecimiento sostenido de Chile y Argentina. Más del 95% de la producción Argentina se exporta (Secretaría de Agroindustria; Ministerio de Producción y Trabajo, Presidencia de la Nación, Argentina, 2019b).

## 4.5 Olivo:

En 2017 se comercializaron 755 mil toneladas de aceite de oliva, siendo España el líder de las exportaciones mundiales (38%), seguido por Italia (28%) y Túnez (11%). Argentina y Chile ocupan el sexto y séptimo lugar, respectivamente. Actualmente, los principales destinos de los aceites argentinos son EEUU, Brasil, Unión Europea y Japón (Secretaría de Política Económica; Ministerio de Hacienda Presidencia de la Nación, Argentina, 2018). Los principales destinos de los aceites chilenos son Brasil (2.692 toneladas), seguido de Estados Unidos (1.509 t.), Canadá (124 t.), Colombia (60 t.), Uruguay (52 t.), Japón (32 t.), China (27 t.) y México (25 t.) (ChileOliva, 2018). Entre los importadores mayoritarios se encuentran Estados Unidos, Italia y Brasil. Tanto Estados Unidos como Brasil registran un incremento sostenido de su demanda (Secretaría de Política Económica; Ministerio de Hacienda Presidencia de la Nación, Argentina, 2018). Los



principales países exportadores de aceitunas son España, Egipto, Grecia, Marruecos y Argentina. De la producción Argentina de aceitunas en conservas, un 60% se destina a exportación, siendo el principal comprador Brasil y le siguen Japón, Uruguay, la Unión Europea y EE .UU. Los principales mercados mundiales para la aceituna de mesa son Estados Unidos y Brasil que en conjunto representan el 42% de las importaciones mundiales.

## 5 Principales enfermedades cuarentenarias, etiología y descripción

### 5.1 *Fusarium oxysporum f. sp. Cubense* Foc R4T (“Mal de Panamá”):

La enfermedad de Mal de Panamá, causada por *Fusarium sp.*, es considerada una de las enfermedades más destructivas del banano y plátano a nivel mundial (Ploetz y Pegg, 1997) y ha sido un problema de la industria bananera por muchos años. Aunque la enfermedad probablemente se originó en el sudeste asiático, se reportó por primera vez en Australia en 1874 (Bancroft, 1876).

#### 5.1.1. Nombre de la plaga y taxonomía

El patógeno es un hongo perteneciente a la clase Ascomycetes, orden Hypocreales y familia Nectriaceae. El nombre científico es *Fusarium oxysporum f. sp. cubense* (E.F. Sm.) W.C. Snyder & H.N. Hansen raza 4 tropical. El nombre común en español es Mal de Panamá, mientras que en inglés se la conoce como Banana wilt; *Fusarium wilt of banana*; Vascular wilt of banana.

#### 5.1.2. Características del patógeno, razas y hospederos

*Fusarium oxysporum* es un hongo anamorfo del cual no se conoce su fase sexual (teleomorfo). Presenta diferentes formas patogénicas que pueden parasitar a más de 100 especies de plantas, según los hospederos que puedan afectar se le denomina forma especial (f. sp.). La forma especial cubense afecta principalmente a los bananos y plátanos (Ploetz, 2006). Existen cuatro razas de *F. oxysporum f. sp. cubense*, la raza 1 ataca al plátano Gros Michel, también afecta al clon Manzano. La raza 2 afecta plátanos de cocción como el Bluggoe o cuadrado y algunos tetraploides mejorados. La raza 3 se ha reportado afectando especies de Heliconia y muestra muy poco o ningún efecto sobre plátanos de mesa (Manzo, 2013). La raza 4 es la más destructiva, ya que afecta clones susceptibles a las razas 1 y 2, así como a los cultivares del grupo Cavendish (Ploetz y Pegg, 1997; Su et al., 1986).

Puede permanecer en residuos de banano infectados en forma de clamidósporas (forma de resistencia) las cuales germinan por secreciones radiculares de plantas hospedantes y no



hospedantes, o por el contacto con tejido sano de un cultivar susceptible. Micelio y conidios son producidos después de 6 u 8 horas y nuevas clamidosporas a los 2 o 3 días (Stover, 1968). El hongo penetra a la planta a través de las raíces terciarias, pero no por las raíces principales, a menos que haya exposición del cilindro central. Posteriormente ingresa al sistema vascular del rizoma y pseudotallo e invade los vasos del xilema. Una vez dentro del xilema, el hongo produce conidios, los cuales son llevados por los haces vasculares donde inician nuevas zonas de infección, ocasionando su obstrucción y, como consecuencia, el movimiento del agua y nutrientes se reduce. En estados más avanzados de la enfermedad el hongo crece fuera del sistema vascular, en el parénquima adyacente, produciendo grandes cantidades de conidios y clamidosporas; estas últimas retornan al suelo cuando la planta muere permaneciendo en dormancia por más de 20 años (Pérez-Vicente et al., 2014).

### **5.1.3. Sintomatología/daños**

Los síntomas de *Fusarium oxysporum* f. sp. *Cubense* Foc R4T en el cultivo del banano se manifiestan con amarillamiento en las hojas desde los bordes hacia la nervadura central y avanza de las hojas más viejas a las más jóvenes, las hojas afectadas se doblan por el peciolo y se secan quedando colgadas en la planta, en algunos casos puede ocurrir rajamiento en la base del pseudotallo. En la fase inicial de la enfermedad, estos síntomas pueden confundirse con los producidos por deficiencia de potasio, especialmente bajo condiciones de sequía y frío. Posteriormente, todas las hojas se marchitan, quedan suspendidas de la planta y unidas al pseudotallo (Fotografía 1) (Thurston, 1989; Arroyo et al., 1993; Moore et al., 1995). Los síntomas internos se caracterizan por un cambio de color de los haces vasculares el cual se observa al cortar las raíces, el cormo o el pseudotallo. Esta decoloración del tejido vascular (amarilla o café-oscuro) avanza hacia los haces vasculares del pseudotallo y algunas veces en el raquis. Al realizar un corte vertical del pseudotallo de una planta infectada por el mal de Panamá se observan líneas color café, rojo o amarillo; mientras que en un corte transversal se observan en forma de anillos (Fotografía 1). Cuando esta enfermedad infecta los tejidos de la planta hospedante provoca la secreción de un gel y la formación de tilosas en los haces vasculares, de esta manera se obstruye el movimiento del agua a la parte superior (follaje) de la planta, lo que ocasiona el amarillamiento, marchitez y eventualmente, la muerte de la planta (Leong, et al., 2009)



**Fotografía 1**-Síntomas de Foc R4T en hojas y tallo de banano (Fotos: Antonio Bustamante, INIAP, Ecuador)

#### **5.1.4. Transmisión**

Foc raza 4 se dispersa principalmente a través del movimiento de material de propagación y residuos de plátano infectados (Davis, 2005). También se puede propagar a través del suelo adherido a los implementos de siembra o a los vehículos. Las esporas del patógeno, así como el material infectado, son transportados hacia los canales de drenaje por el agua de lluvia y, a través del agua de riego, estas esporas infectan nuevas áreas agrícolas. Por otra parte, el patógeno puede infectar raíces de ciertas malezas sin provocar síntomas visibles y puede permanecer en ellas en ausencia de plátano o banano (Moore et al., 1995). También existe la posibilidad de la diseminación del hongo por insectos vectores. Estudios realizados en Australia confirmaron por PCR la presencia de Foc R4T en el exoesqueleto del gorgojo negro del banano o picudo del banano (*Cosmopolites sordidus*) (Pérez-Vicente et al., 2014)

#### **5.1.5. Técnicas de detección y control**

No existe método efectivo de erradicación ni variedades resistentes a largo plazo, representando un enorme riesgo para la producción de musáceas. La exclusión de patógenos en áreas de producción puede ser difícil pero es la estrategia con mejor relación costo beneficio para el manejo de esta enfermedad. La detección temprana y adecuada identificación del patógeno, son los principales pasos para la exclusión; además de la certificación del estatus libre del patógeno y el manejo seguro del germoplasma. Las cuarentenas son una importante estrategia de defensa contra el movimiento de patógenos importados, en este sentido muchos países tienen una lista de patógenos y plantas prohibidas o restringidas. Sin embargo, estas normas no son suficientes para mantener un área libre de la plaga. La prevención y manejo de la marchitez por Foc R4T implica la aplicación de varias estrategias: a) Detección temprana del patógeno y erradicación de tejidos enfermos mediante incineración. b) Prevención de la diseminación mediante la implementación de cuarentenas. c) Implementación de sistemas de cultivos adecuados. d) Uso de cultivares de banano resistentes como GCTCV 119 (Molina et al., 2010).



### 5.1.6. Importancia Económica y Distribución geográfica

Para la producción mundial de las musáceas, el hongo *Fusarium oxysporum f. sp. cubense*, es uno de los patógenos más destructivos del cultivo. Fue reportado por primera vez en Panamá en el año 1940, afectando a más de 50.000 ha de cultivo y ocasionando pérdidas de U\$S 2.300.000 (SENASICA, 2016). La raza 1 de *F. oxysporum f. sp. cubense* denominada FocR1, causó una gran epidemia, que impactó de forma negativa en la industria bananera de exportación, basada en la variedad Gros Michel. Provocando la desaparición de la mayoría de las plantaciones comerciales durante los años 1950 a 1960 (OIRSA, 2017). A pesar de los esfuerzos para mantener la variedad por excelencia de exportación (Gros Michel), no fue posible encontrar un método de combate químico, ni cultural para esta enfermedad, debido a la agresividad y larga persistencia del hongo en el suelo, razón por la cual las variedades susceptibles tuvieron que sustituirse por variedades resistentes del subgrupo Cavendish (AAA) (OIRSA, 2017).

A principios de los ´90, la aparición en el sudeste asiático de la raza 4 tropical del patógeno *F. oxysporum f. sp. cubense* denominada Foc R4T, la cual ataca severamente a las variedades del subgrupo Cavendish en condiciones de los trópicos, constituye una seria amenaza para la industria bananera de América Latina y el Caribe. Un factor adicional que torna a Foc R4T extremadamente severo es el hecho de que, además de las variedades del grupo Cavendish, afecta un grupo considerable de variedades de musáceas importantes para la seguridad alimentaria y para la generación de ingresos, entre las que se encuentran bananos de cocción tipo Bluggoe (ABB), así como otras variedades importantes para pequeños productores como Gros Michel (AAA), Prata (AAB) y Manzano (AAB). Foc R4T se ha diseminado a diferentes países dentro y fuera del continente. En Taiwán se detectó por primera vez en 1970, posteriormente en la década de los ´90 fue detectada en Indonesia y Malasia, en 1997 en Australia (Norte del Territorio), en el año 2000 en Nueva Guinea, en China en el año 2001, Filipinas en el año 2005, Jordania y Mozambique en el año 2013, Pakistán, India, Omán, Líbano y Australia (Queensland) en el año 2015, en el año 2016 se detectó en Israel, en Laos y Vietnam en el año 2017, en el año 2018 en Myanmar y en el año 2019 se detectó en Colombia (PROMUSA, 2019)

En Australia su presencia causó la destrucción de más del 90% de las fincas comerciales ubicadas en el Norte del Territorio, causando grandes pérdidas económicas y provocando la pérdida de numerosas plazas de trabajo. En el año 2015 se detectó la presencia en el Norte de Queensland, donde fue necesario aplicar medidas de contención y la erradicación de las plantas infectadas (Cook et. al., 2015).

Sin embargo, la reciente emergencia de *Fusarium oxysporum f. sp. cubense* raza 4 Tropical (Foc R4T) en Asia, ha sido sorprendente y alarmante y ha causado importantes pérdidas en plantaciones de Taiwán, Malasia, Indonesia, China, Filipinas, y Norte de Australia (Molina, 2009a); más de 8 millones de plantas en sistemas tradicionales y más de 5,000 ha de plantaciones comerciales del cultivar Cavendish han sido afectadas por Foc R4T, con pérdidas anuales que superan los 75 millones de dólares, afectando los ingresos de las familias y



trabajadores (Lara, 2009). En Sumatra se reporta que ha causado pérdidas de 11 millones de dólares (Pérez- Vicente et al., 2014). En agosto del 2019, el Instituto Colombiano de Agricultura (ICA), confirmó la presencia de Foc R4T en Colombia, en muestras sospechosas de tejido vegetal de banano Cavendish. La presencia de esta enfermedad en uno de los países del ALC es un serio riesgo para toda la región. Y de no tomarse medidas inmediatas para su detección precoz y control, puede llegar a difundirse rápidamente.

## **5.2 Enfermedad del Sharka (*Plum pox virus*):**

La enfermedad del Sharka, causada por el Plum pox virus (PPV), es considerada la enfermedad de origen viral más importante que afecta a los frutales de carozo en términos de impacto económico y agronómico (Németh, 1986).

### **5.2.1. Nombre de la plaga y taxonomía**

La enfermedad del Sharka es producida por un virus del género Potyvirus, familia Potyviridae, el Plum pox virus (PPV). Es el único Potyvirus que infecta al género *Prunus*. La enfermedad también es conocida como “Viruela del ciruelo” y el virus como “Virus del Sharka” (Németh, 1986). El nombre Sharka significa “viruela” en idioma búlgaro.

### **5.2.2. Características del patógeno, razas y hospederos**

El PPV tiene partículas flexuosas de entre 750 y 800nm de longitud y 11nm de diámetro, compuestas por ARN de cadena simple y polaridad positiva de alrededor de 10.000 nucleótidos, las cuales se encuentran encapsuladas por 2.000 subunidades de proteína de cubierta (Matthews & Hull, 2002).

En la actualidad, este virus presenta 10 razas (Tabla 1), siendo la raza PPV-D (Dideron) la única detectada en América. La identificación de estas diez razas del virus PPV se basa en diferencias de las secuencias del genoma y análisis filogenéticos. Esto da cuenta de la alta variabilidad genética y capacidad de adaptación del virus a diversos tipos de frutos de carozo y condiciones ambientales. Las razas PPV-M, PPV-D y PPV-REC son consideradas mayoritarias, siendo la raza M aquella que manifiesta la sintomatología más severa y la raza D, aquella que manifiesta la sintomatología más atenuada (EPPO, 2020). PPV infecta bajo condiciones naturales árboles frutales del género *Prunus* (cultivares comerciales y portainjertos): damasco, ciruelo europeo, ciruelo japonés, duraznero, nectarinos, cerezo ácido y dulce, almendro (*Prunus dulcis*, Mill.), *Prunus davidiana*, Mahaleb (*P. mahaleb*), Mariana (*P. marianna*) y Myrabolán (*P. cerasífera*); entre otras. El virus también infecta a especies ornamentales de *Prunus*, tales como: *P. besseyi*, *P. insititia*, *P. tomentosa*, *P. triloba*, *P. cistena*, *P. laurocerasus*, *P. glandulosa* y *P. spinosa* (Cambra et al., 2002), las cuales se han transformado en una fuente natural importante de infección (Auger & Esterio, 1995). Se ha comprobado que el virus también se puede alojar en





malezas espontáneas, aunque se piensa que el rol de éstas como reservorio del virus es probablemente insignificante (Levy et al., 2000).

**Tabla 1-**Razas del PPV identificadas en la actualidad (Fuente: EPPO, 2020)

<b>Id Raza</b>	<b>Abreviación</b>	<b>Referencia</b>	<b>Hospedero principal</b>
Dideron	PPV-D	Kerlan y Dunez, 1979	Ciruelo
Marcus	PP-M	Kerlan y Dunez, 1979	Duraznero
El Amar	PPV-EA	Wetzel y cols., 1991	Ciruelo
Cherry	PPV-C	Kalashyan y cols., 1994	Cerezo dulce y agrio
Winona	PPV-W	James y cols., 2003	Ciruelo
Recombinante	PPV-REC	Glasa y cols., 2004	Ciruelo
Ancestral	PPV-An	Palmisano F. y cols. 2013	Duraznero
Turkish	PPV-T	Serçe et al., 2009	Ciruelo
Cherry Russian	PPV-CR	Prikhodko YN y cols., 2013	Cerezo dulce y agrio
Cherry Volga	PPV-CV	Chirkov S. y cols., 2013	Cerezo dulce y agrio

### 5.2.3. Sintomatología/daños

PPV se establece y se multiplica intracelularmente en la planta, provocando distintas alteraciones en los tejidos vegetales (Auger & Esterio, 1995). En hojas puede presentar clorosis en las nervaduras principales, puntos, manchas y anillos cloróticos bien delimitados en el centro y difusos hacia fuera, que varían en su tamaño, forma y distribución (Fotografía 2). También pueden aparecer hojas deformadas. Estos síntomas, se mantienen en toda la temporada, aunque son más notables en primavera. Los frutos externamente pueden mostrar manchas, líneas y/o anillos cloróticos que con el tiempo se vuelven necróticos, se agrietan, presentan amarronamiento de la pulpa, esta puede mostrar un aspecto corchoso, gomoso, perdiendo así el sabor, lo cual torna al fruto no comestible, y reduce drásticamente su calidad comercial (Fotografía 2) (Nemeth, 1986; Levy et al., 2000). Es posible observar también caída prematura y abundante de frutos en algunos cultivares particularmente de ciruelos. La presencia de los síntomas en frutos aparece poco antes de la maduración. En damascos y algunos cultivares de ciruelo es característica la formación de anillos o manchas circulares claras en los carozos (Fotografía 2). En algunos cultivares de durazneros y nectarinos se pueden observar manchas pigmentadas en pétalos de flores (Nemeth, 1986; Levy et al., 2000).



**Fotografía 2**-Síntomas de Sharka en hojas, frutos y carozos en duraznero, ciruelo y damasco, respectivamente (Fotos: Diana Marini, INTA Arg.)

#### 5.2.4. Transmisión

*Plum pox virus* se transmite a corta distancia mediante pulgones en forma no persistente, basta con que el pulgón realice una alimentación de prueba en una planta enferma para transmitir el virus al alimentarse de otra planta. La literatura describe alrededor de 20 especies de pulgones capaces de transmitir el virus sin necesidad de colonizar las plantas de *Prunus*, siendo *Myzus persicae* una de las especies más eficientes en la transmisión (EPPO, 2020). Por otro lado, la diseminación a distancia ocurre a través del uso de material de propagación infectado (yemas, estacas y portainjertos). De allí la importancia del establecimiento de normas que aseguren que los viveros multipliquen material libre del virus. Finalmente, cabe destacar que no hay evidencias de que el virus se propague por semilla (EPPO, 2020).

#### 5.2.5. Técnicas de detección y control

La inspección visual de síntomas de hojas y frutos durante la primavera y el verano puede llegar a indicar la presencia de la enfermedad del Sharka, pero se ha llegado a la conclusión de que el análisis en el laboratorio es fundamental, ya que se ha visto presencia de síntomas no específicos, pérdida de síntomas terminada la temporada de crecimiento y la existencia de cultivares asintomáticos (Auger, 1993). Entre las técnicas de detección se encuentran test biológicos, serológicos y moleculares.

El control de la enfermedad de Sharka, al igual que el de todas las enfermedades causadas por virus, es a nivel preventivo, puesto que una vez que un virus ha infectado una planta, es imposible sanearla en campo. No obstante, existen técnicas de saneamiento en laboratorio que se basan en la generación de una nueva planta a partir de un meristema, aunque son muy costosas. Los métodos de control más efectivos son los siguientes:

- Detección temprana de la enfermedad, mediante monitoreo de plantas madre en viveros y campos comerciales por uso de técnicas sensibles en el momento oportuno; y subsecuente destrucción y erradicación de las plantas enfermas (Levy et al., 2000; Auger & Esterio, 1995).
- Utilización de plantas frutales certificadas, “libres de los virus conocidos” para la implantación de nuevos montes frutales (Marini et al., 2012c; Auger & Esterio, 1995; Levy, 2000).

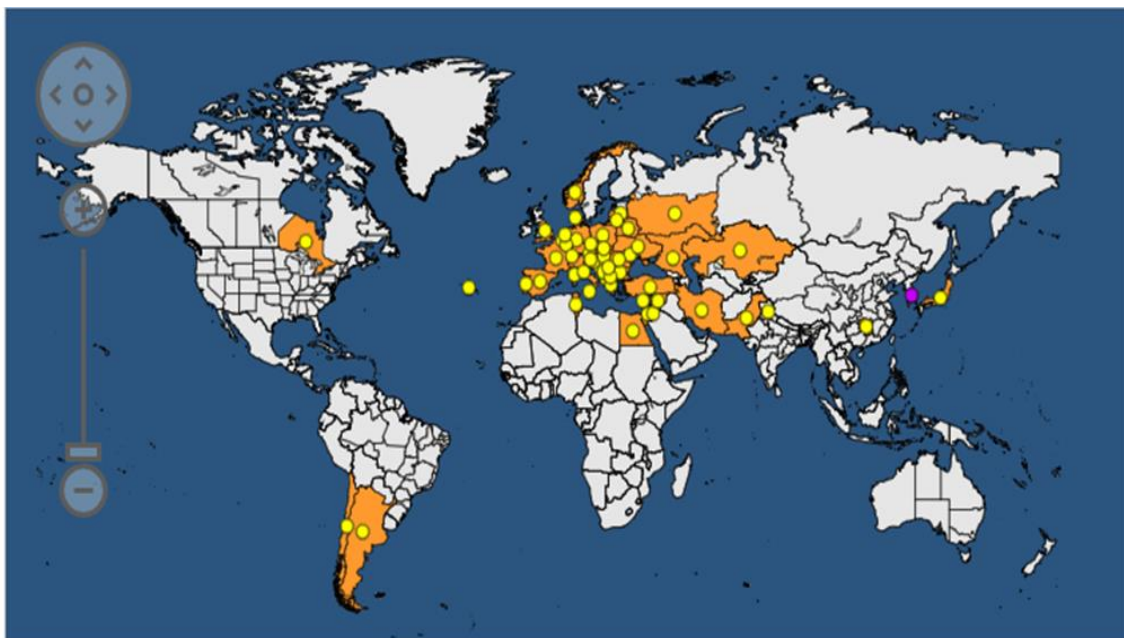


-En caso de introducción de material de países y/o zonas afectadas por la enfermedad, es importante exigir que sea libre de Sharka.

-Uso de cultivares y portainjertos resistentes o inmunes producidos por ingeniería genética o generados por programas de mejora de genética convencional. La utilización de cultivares y portainjertos resistentes a la enfermedad del Sharka, parece ser el único método definitivo de control (Dicenta et al., 2000).

### 5.2.6. Importancia Económica y Distribución geográfica

La enfermedad del Sharka fue descrita por primera vez en ciruelos (*Prunus salicina* L.) en 1917, y en damascos (*Prunus armeniaca* L.) en 1933 en Bulgaria (Atanasoff, 1932, 1935). La enfermedad se difundió lentamente por toda Europa del este, luego comenzó a difundirse más rápidamente detectándose en Francia en 1970 y en España en 1984. Sin embargo, no fue sino hasta el año 1992 cuando el virus se detectó en el continente americano, describiéndose en la zona central de Chile, y más tarde en Argentina en 2004, siendo estos los únicos países del ALC en los que se ha detectado la enfermedad. En 1998 apareció en América del Norte en Estados Unidos y posteriormente en el 2000 en Canadá (Herrera, 1994, Levy et al., 2000, Thompson et al., 2001; Dal Zotto et. al., 2006). También ha sido encontrado en Egipto, India, China, Irán, Kazakhstan, Pakistán y Japón (Fotografía 3) (Mazyad et al., 1992, Bhardwaj et. al, 1995, Navratil et al., 2006, Capote et al., 2006; Barba et al., 2010, Fujiwara et al., 2011).



**Fotografía 3**-Distribución de la enfermedad de Sharka en el mundo. Información actualizada a abril 2020. Los puntos amarillos representan los países, donde la enfermedad está presente con diferentes grados de diseminación. (Fuente: EPPO Global Database. Recuperado de: <https://gd.eppo.int/taxon/PPV000/distribution> 24-04-2020).



La enfermedad del Sharka constituye la virosis más importante del cultivo del género *Prunus*. En los últimos 30 años ha significado un gasto de más de 13 mil millones de dólares en todo el mundo. En muchos países los frutos infectados son rechazados para consumo interno, no pueden ser exportados o no son aceptados por la industria dado el sabor amargo que la enfermedad les produce. La limitación también puede extenderse a la exportación de material vegetal de multiplicación como yemas y portainjertos dado que los países compradores necesitan asegurarse de la sanidad del material a importar con la finalidad de evitar el ingreso del Sharka. En general la enfermedad es considerada grave por varios factores: la rápida diseminación por vectores, el severo daño que produce sobre los frutos que los hace no comercializable, que la mayoría de los cultivares comerciales disponibles son susceptibles y que es de índole cuarentenaria, por lo cual debe estar bajo control oficial por medidas gubernamentales tomadas por cada país donde está presente. A ello debe agregarse que todas las virosis que afectan a las plantas no disponen de un método de control eficiente y que su diagnóstico presenta dificultades dada la distribución irregular del virus en la planta (Cambra et al., 2006).

### **5.3 *Xylella Fastidiosa*:**

*Xylella fastidiosa* ha sido asociada mundialmente con enfermedades que causan grandes pérdidas en cultivos económicamente importantes (Hopkins and Purcell, 2002). Está considerada como la principal amenaza para distintos cultivos de gran importancia estratégica, en todos los países donde aún no está presente (Marco-Noales et al., 2017)

#### **5.3.1. Nombre de la plaga y taxonomía:**

*Xylella fastidiosa* Wells et al., 1987. En el año 1975 se la asoció con una bacteria “tipo rickettsia” al observarla en el microscopio electrónico (Kitajima et al., 1975). Al comprobar que no tenían relación con las verdaderas rickettsias, se las llamó bacterias limitadas al xilema hasta que en 1987 se la clasifica como nueva especie. Taxonómicamente *X. fastidiosa* se ubica en el superreino Bacteria, clase Gamma de las Proteobacteria, Orden Xanthomonadales y familia Xanthomonadaceae (EPPO, 2019a). Hasta hace poco tiempo *X. fastidiosa* era la única especie dentro del género *Xylella*. En 2016 se propuso una nueva especie: *X. taiwanensis* a una cepa identificada originalmente como *X. fastidiosa* en 1993 en Taiwan (Leu and Su) sobre peral asiático (*Pyrus pyrifolia*). La misma presentaba características genéticas y fisiológicas diferentes de *X. fastidiosa* (Su et al., 2016).

#### **5.3.2. Características del patógeno, razas y hospederos**

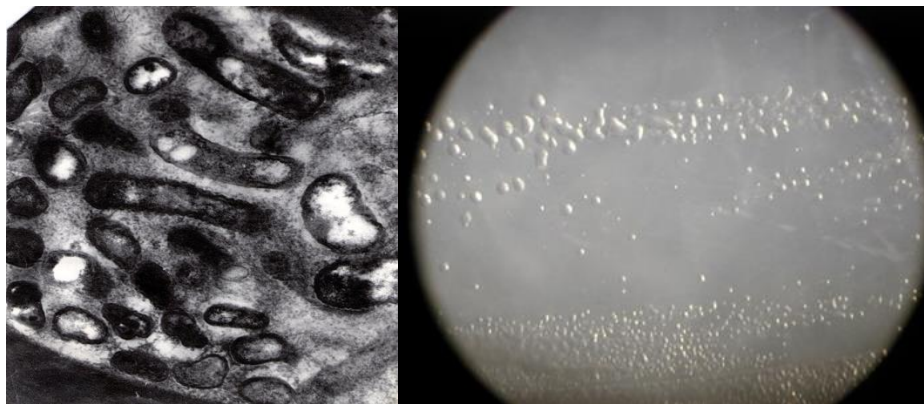
Es una bacteria Gram negativa, que habita exclusivamente los vasos xilemáticos de las plantas y también el intestino anterior de los insectos vectores (*Cicadellidae* y *Cercopoidea*) que la



transmiten. Tiene pared celular ondulada característica, sin flagelos y no forma esporas (Fotografía 4). Produce colonias muy pequeñas que sólo crecen en medios nutritivos complejos y enriquecidos (Hopkins, 2001) (Fotografía 4). Cuando la bacteria invade los vasos del xilema, bloquea el transporte de nutrientes minerales y agua.

*X. fastidiosa* puede infectar un amplio rango de hospedantes, según la EFSA (2018) ha sido detectada en más de 500 especies de plantas abarcando cultivos de importancia económica como vid, almendro, café, ciruelo, cítricos, duraznero, olivo, peral, alfalfa, además de especies ornamentales y malezas.

Se clasifica en cuatro subespecies, teniendo en cuenta hibridación DNA- DNA y MLST (Schaad et al., 2004; Schuenzel et al., 2005): *fastidiosa*, *multiplex*, *pauca* y *sandyi*. Hay otras dos subespecies propuestas: *tashke* (Randall et al., 2009) y *morus* (Nunney et al., 2014).



**Fotografía 4-***Xylella fastidiosa* en vasos xilemáticos de almendro (izq. Foto C. Nome, INTA Arg.). Colonias de *Xylella fastidiosa* de almendro, observadas bajo lupa (der. Foto P. Tolocka, INTA Arg.)

### 5.3.3. Sintomatología/daños

Los síntomas dependen de la combinación del hospedante y la cepa de *X. fastidiosa*. A medida que la bacteria invade los vasos del xilema bloquea el transporte de nutrientes minerales y agua. Generalmente incluyen el quemado, escaldado o necrosis marginal, marchitamiento, defoliación, clorosis en el margen de la hoja y enanismo de la planta. Las infecciones bacterianas pueden ser tan graves como para conducir a la muerte de las plantas infectadas. Estos síntomas aparecen al principio en algunas ramas y luego se extienden a toda la planta (Janse and Obradovic, 2010). Muchos de estos síntomas son poco específicos y pueden confundirse con los causados por factores bióticos o abióticos (otros patógenos, deficiencias de agua, salinidad, problemas nutricionales, etc.) por lo que la sintomatología no alcanza para el diagnóstico.

En vid, donde causa la enfermedad de Pierce, el síntoma característico es el quemado o secado de la hoja verde, que luego se vuelve marrón (Fotografía 5), mientras que los tejidos adyacentes pueden tornarse amarillos o rojos. La desecación se extiende sobre toda la hoja y cae, dejando



sólo el pecíolo unido a la rama (Fotografía 5). Los tallos a menudo maduran de manera irregular, con parches de color marrón y tejido verde (Fotografía 5). Las plantas con infección crónica pueden tener pequeñas hojas distorsionadas con clorosis internerval y brotes con entrenudos cortos. Los racimos de frutas se marchitan. Los síntomas implican una pérdida general de la planta seguido de la muerte de una parte o de toda la vida. Los cultivares altamente susceptibles rara vez sobreviven por más de 2–3 años (EPPO, 2019).

En el caso de los olivos afectados por la bacteria presentan inicialmente algunas ramas con hojas secas en la parte superior y en las hojas basales se observa el ápice necrótico (Fotografía 6). Generalmente la sintomatología comienza en la parte superior del árbol y luego se extiende al resto de la copa. Los árboles exhiben defoliación parcial y muerte rápida de brotes y ramas, dependiendo del cultivar (Fotografía 6). La muerte rápida de brotes y ramas puede ser seguida por la muerte de todo el árbol, dependiendo de la susceptibilidad del cultivar (Fotografía 6) (Haelterman et al., 2015).



**Fotografía 5**-Síntomas de *Xylella fastidiosa* en hojas, ramas y peciolo de vid (Foto: J. Clark and A.H. Purcell, University of California, Berkeley, USA)



**Fotografía 6**-Síntomas de *Xylella fastidiosa* en ramas (izq.) y planta completa de olivo (der.) Foto P. Tolocka, INTA Arg.



### 5.3.4. Transmisión

*X. fastidiosa* se transmite a través de insectos vectores (*Cicadellidae* y *Cercopoidea*) que se alimentan de la savia del xilema. La transmisión no requiere período de incubación y tampoco se observó transmisión transovárica. Tanto las ninfas como los adultos transmiten la bacteria, perdiendo la infectividad después de cada muda. (Purcell and Hopkins, 1996; Ameida et al., 2005). Las plantas enfermas son otra forma de diseminación del patógeno, sobre todo a largas distancias.

### 5.3.5. Técnicas de detección y control

Debido a que la sintomatología que presentan las plantas infectadas con *X. fastidiosa* no son específicos, y que el patógeno es difícil de aislar, para su diagnóstico se emplean técnicas serológicas y moleculares. Las primeras, utilizadas generalmente para el monitoreo a gran escala por la simplicidad de la preparación de la muestra, mientras que las pruebas moleculares, al ser más sensibles, permiten confirmar la presencia del patógeno en el hospedante aún en bajas concentraciones en la planta (Loncosole et al., 2014).

La principal estrategia de control de la enfermedad es la exclusión. Se debe evitar la entrada de la bacteria a una zona donde no está presente. Es importante que no haya traslado de plantas de una región afectada a otra. No solamente se debe tener en cuenta las plantas cultivadas de producción sino también las plantas ornamentales donde puede estar presente la bacteria sin mostrar síntomas.

**-Erradicación:** Cuando se confirma la presencia de *X. fastidiosa* en una zona por primera vez, se debe eliminar las plantas sintomáticas y también las que pudieron haber estado expuestas a la infección aunque no presenten síntomas. Esta práctica sólo es efectiva en los comienzos de la aparición de plantas sintomáticas pero no cuando la plaga está ya instalada.

**-Disminución de inóculo:** a través de la poda de ramas afectadas. También es importante eliminar las malezas que están en el monte, ya que en ellas los insectos vectores pueden cumplir allí su ciclo de vida.

**-Control de los insectos vectores**

**-Evitar el stress de la planta:** Mantener en buen estado las plantas a través de fertilizaciones y riego.

**-Utilización de cultivares resistentes y/o tolerantes:** no siempre están disponibles para las distintas especies.

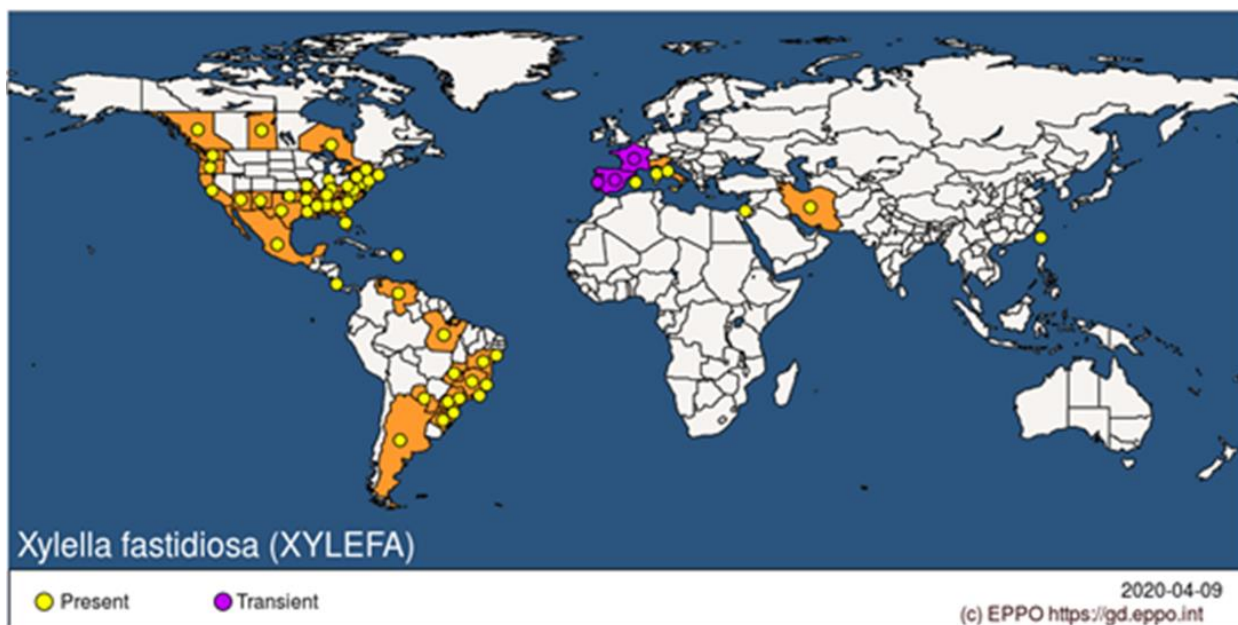
### 5.3.6. Importancia Económica y Distribución geográfica

*Xylella fastidiosa* es una bacteria que ha sido asociada mundialmente con enfermedades que provocan grandes pérdidas en cultivos económicamente importantes. El hospedante más conocido y donde históricamente ha causado mayor daño es la vid, ocasionando la enfermedad



de Pierce. El costo de la enfermedad de Pierce en California (EEUU) se ha estimado en unos 104,4 millones de dólares por año: 48,3 millones para actividades financiadas por varias agencias gubernamentales, las industrias viveristas y de cítricos, y 56,1 millones de pérdidas y reemplazo de vides. Esto sin considerar los gastos de las medidas preventivas para controlar la expansión de un nuevo vector que apareció en la década de 1990 muy eficiente en la transmisión de la bacteria (Tumber et al., 2012). En Italia, además de las pérdidas directas por la muerte de los olivos, los cambios en las técnicas agrícolas debido a las prácticas de protección obligatoria han incrementado los costos (Sardaro et al., 2015). Se ha estimado un costo de 111-119 euros por planta muerta, según los ingresos esperados de la producción de aceite de oliva en las áreas infectadas, mientras que el incremento en los costos de gestión se ha calculado en un 31 %. Las pérdidas medioambientales, relativas a los olivos centenarios, se han estimado en 64 euros por planta. Por tanto, el impacto potencial de *X. fastidiosa* al sur de Italia es muy elevado debido a los aproximadamente 11 millones de olivos presentes en el área infectada, además de un alto riesgo de extensión epidémica de la enfermedad a nuevos huéspedes susceptibles (Marco-Noales et al., 2017).

En la Fotografía 7 se destacan los países donde se ha reportado la bacteria. Tiene una amplia distribución en el continente americano. En 2013 llega a Europa (Italia, Saponari et al.), en 2014 se la detecta en Irán (Amanifar et al.) y en 2019 en Israel (EPPO, 2019b).



**Fotografía 7**-Distribución de *Xylella fastidiosa* en el mundo. Los puntos amarillos representan los países, donde la enfermedad está presente con diferentes grados de diseminación (Fuente: EPPO Global Database. Recuperado de: <https://gd.eppo.int/taxon/PPV000/distribution> 27-04-2020).

## 5.4 Fitoplasmas:

Los fitoplasmas son bacterias carentes de pared celular, de naturaleza parasítica y restringida a





dos tipos de hospedantes: plantas e insectos. Se los ha encontrado infectando más de 1000 especies de plantas en los 5 continentes y son responsables de importantes pérdidas en diferentes cultivos (Hogenhout et al., 2008). La dificultad para su cultivo in vitro, ha limitado la profundización en el conocimiento de sus características biológicas, aspectos de su patogenicidad y obstaculizado su clasificación (Marcone, 2014; Bertaccini et al., 2014).

#### **5.4.1. Nombre de la plaga y taxonomía:**

Durante años los amarillamientos en plantas fueron atribuidos a la infección con virus, hasta el año 1967 cuando un grupo de investigadores japoneses observaron, utilizando microscopía electrónica, en el floema de plantas enfermas organismos pleomórficos que se asemejaban a micoplasmas de animales (Doi et al. 1967). Los primeros intentos para clasificación de fitoplasmas se basaron en propiedades biológicas (Harrison, 1999), pero se lograron ordenamientos poco claros y confusos. Una nueva era se inició con el desarrollo de las técnicas moleculares. La amplificación a través de PCR de una porción del gen 16S ARNr y posterior digestión con enzimas de restricción (PCR-RFLP), permitió sentar las bases de un sistema de clasificación y realizar análisis filogenéticos entre los fitoplasmas en relación con otros grupos de bacterias. Se determinó que los fitoplasmas constituyen un clado monofilético dentro de la clase Mollicutes, más relacionados con los Acholeplasmas y bien diferenciados de los Mycoplasmas y Spiroplasmas (Brown et al., 2010; Lim and Sears, 1989; Zhao et al., 2015) y provienen de un ancestro Gram positivo del tipo Clostridium, del linaje de los lactobacilos (Woese et al., 1980). El establecimiento de un esquema de clasificación basado en la secuencia y los perfiles de RFLP del gen 16S ARNr, han proporcionado marcadores moleculares fiables tanto para la detección como para la identificación de una amplia gama de fitoplasmas en un sistema de grupos y subgrupos, donde cada grupo contiene al menos una especie de fitoplasma distinta (Lee et al., 1993; Gundersen et al., 1994; Zhao et al., 2009; Nejat et al., 2013). La disponibilidad de dicho esquema ha estimulado y ampliado las investigaciones en fitoplasmas durante los últimos 20 años y como consecuencia, nuevos linajes han sido identificados y caracterizados en distintas regiones del mundo (Zhao et al., 2009). Se han delineado al menos 34 grupos 16Sr de fitoplasmas y más de 100 subgrupos (Wei et al., 2007; Zhao et al., 2009; Nejat et al., 2013; Bertaccini et al., 2014; Zhao y Davis, 2016; Pérez-López et al., 2016; Kumari et al., 2019). Según el criterio recomendado por el Comité Internacional de Sistemática de Bacterias (ICSB, 1997), los fitoplasmas deben ser considerados a nivel de género (*Phytoplasma*) y por lo menos cada grupo 16Sr, representar una potencial especie. También se debe tener en cuenta que para la clasificación de bacterias no cultivables corresponde aplicar la categoría provisional de *Candidatus* (ICSB, 1997). Se estableció entonces la clasificación provisional a la especie del taxón "*Candidatus Phytoplasma*" basada en una secuencia única del gen 16S rRNA (> 1200 pb) y una nueva especie de fitoplasma solo se puede nombrar si la secuencia del gen 16S rRNA tiene <97.5% de similitud con cualquiera de las especies descritas previamente o si hay suficientes características biológicas para garantizar la designación de la nueva taxón (IRPCM, 2004).



#### **5.4.2. Características del patógeno, razas y hospederos:**

Los fitoplasmas se alojan en los elementos cribosos del floema, en donde se multiplican y propagan (Doi et al., 1967; Whitcomb and Tully, 1989; Christensen et al., 2005). Para movilizarse, se transportan de célula a célula a través de los poros de los elementos cribosos, se mueven en la planta con el flujo de fotosintatos desde los tejidos “fuente” a los tejidos “destino”, aunque los estudios sobre la translocación proporcionan evidencias de que esta no puede explicarse únicamente por el flujo de asimilados, pero es poco probable un movimiento activo teniendo en cuenta la falta de genes que codifican para los elementos del citoesqueleto o flagelos (Christensen et al., 2005). Los fitoplasmas son introducidos en las plantas cuando los insectos vectores se alimentan directamente del tejido floemático y desde donde se distribuyen sistemáticamente a través de toda la planta, por lo tanto la gama de huéspedes es dependiente de las preferencias alimenticias de sus insectos vectores. Se ha demostrado que el genoma de los fitoplasmas ha sido sometido a una evolución reductiva, como consecuencia de un ciclo de vida que alterna entre tejidos con abundantes nutrientes en plantas e insectos. Esto requiere adaptaciones a un rango amplio de ambientes (Hogenhout et al., 2008). A pesar del tamaño reducido del genoma de los fitoplasmas, registran genes presentes en múltiples copias, con importantes diferencias entre cada una de las cepas secuenciadas (Bai et al., 2006; Tran-Nguyen et al., 2008; Kube et al., 2008; Andersen et al., 2013). La mayor parte de las copias múltiples se encuentran organizadas en grupos de genes, involucrados en la replicación, intercambio y transposición, sugiriendo que estos constituirían elementos móviles, denominados PMU (putative mobile units) (Bai et al., 2006), asociados a cambios de tamaño y rearrreglos genómicos. Dentro de estos “elementos móviles” se han registrado genes para proteínas con destino a membranas y la mayoría de los genes de proteínas efectoras, ambas asociadas a factores de virulencia (Hogenhout et al., 2008; Sugio y Hogenhout, 2012; Toruño et al., 2010). En el caso de los fitoplasmas estos efectores inducirían cambios fisiológicos y morfológicos en sus huéspedes que aumentarían su aptitud biológica durante la infección (Sugio et al., 2011a, b).

Se ha mencionado a los fitoplasmas como los responsables de producir enfermedades en más de 1000 especies vegetales que abarcan desde cultivos de gran importancia económica (industriales, hortalizas, frutales, cereales), plantas ornamentales y hasta árboles maderables y de sombra, entre otros (Bertaccini et al., 2014; Marcone, 2014). La lista de enfermedades causadas por este tipo de patógenos continua creciendo, ya sea por la aparición de nuevas enfermedades así como por enfermedades cuya etiología permanecía desconocida y han sido identificadas como causadas por fitoplasmas en años recientes (Rao et al., 2018; Bertaccini et al., 2014).

#### **5.4.3. Sintomatología/daños:**

Las plantas infectadas con este tipo de patógenos exhiben una serie de síntomas que implican profundas modificaciones en el normal balance de hormonas y reguladores del crecimiento. La sintomatología más frecuente incluye virescencias (desarrollo de color verde en flores con la



pérdida de los pigmentos, filodias (desarrollo de piezas vegetativas en reemplazo de piezas reproductivas), esterilidad de flores, lo que conlleva la imposibilidad de formar semillas, proliferación de brotes axilares, generando el típico síntoma denominado "escoba de bruja", acortamiento de entrenudos, achaparramiento o enanismo generalizado, deformaciones (abarquillamiento, reducción del tamaño) y cambios de coloración (amarillamientos, enrojecimientos) en hojas y declinamiento generalizado (Fotografías 8, 9 y 10). Cuando estos patógenos producen ataque en plantas leñosas, también lo hacen de manera característica produciendo el conocido síntoma denominado "die back", el cual sumado a los síntomas mencionados anteriormente, ocasiona que las ramas se sequen hasta terminar con la muerte completa del árbol (Lee et al., 2000; Bertaccini et al., 2014).



**Fotografía 8**-Síntomas de amarillamiento y decaimiento de plantas de durazneros producidos por '*Candidatus phytoplasma pyri*' (Fotos: Diana Marini, INTA Arg.)



**Fotografía 9**-Síntomas de enrojecimiento de hojas en peral producidos por '*Candidatus phytoplasma pyri*' (Fotos: Luis Conci, INTA Arg.)



**Fotografía 10**-Síntomas de enrojecimiento y amarillamiento de hojas en vides producidas por fitoplasmas (Fotos: Diego Maeso, INIA, Uruguay)

#### **5.4.4. Transmisión:**

La propagación de los fitoplasmas puede estar mediada por plantas de multiplicación agámica infectadas, es decir a través de bulbos, tubérculos, rizomas y esquejes, o bien mediante la cuscuta (*Cuscuta* sp.) (planta epífita y parásita que genera haustorios para extraer savia floemática de sus hospedantes) como puente entre una planta infectada y una sana. En los procesos de producción agropecuaria, el hombre es capaz de dispersar fitoplasmas mediante el uso de material infectado en injertos y en la multiplicación por estacas, que son procedimientos



frecuentes en la producción hortícola y frutícola. Si bien la transmisión por semilla no debería ser posible ya que los elementos cribosos del floema de las plantas carecen de conexión con la semilla (Cordova et al., 2003), hay estudios que demostrarían la presencia de fitoplasmas en embriones de semillas provenientes de plantas de cocotero infectado (Cordova et al., 2003; Nipah et al., 2007; Manimekalai et al., 2014). Recientemente se han reportado casos en plántulas de maíz (*Zea mays* L.), canola (*Brassica napus* L.), tomate (*Solanum lycopersicum* L.) (Calari et al., 2011) y amaranto (Noelting et al., 2019), aunque se debe continuar profundizando este aspecto, que podría cambiar las estrategias diseñadas en el control de esta enfermedad.

Los fitoplasmas además son introducidos en las plantas huéspedes cuando los insectos vectores (Orden Hemiptera) se alimentan directamente del tejido floemático de plantas infectadas y desde donde se distribuyen sistemáticamente a través de toda la planta cuando se alimentan. Se propagan principalmente entre las plantas por insectos en las familias Cicadellidae (planthoppers), Fulgoridae y Psyllidae (psílidos). La transmisión es de tipo propagativa, donde luego de la adquisición, sigue un período de incubación en el cual ocurre la multiplicación del patógeno en el insecto. Si el fitoplasma llega a las glándulas salivales, el insecto puede infectar nuevas plantas a lo largo de toda su vida (Weintraub and Beanland; 2006). El orden Hemiptera se agrupan en dos subórdenes: Sternorrhyncha y Auchenorrhyncha. Dentro del suborden Sternorrhyncha, la familia Psyllidae cuenta con varios géneros vectores de fitoplasmas. El hecho de que algunas familias tengan bajos registros de especies vectoras, no implica que no sean importantes desde el punto de vista fitosanitario, considerando el daño que ocasionan en los cultivos a los que se las asocian. Forman parte como ejemplo las enfermedades mencionadas anteriormente como el declinamiento del peral (PD), la proliferación del manzano (AP) y el declinamiento europeo del duraznero (ESFP). Todas las especies reconocidas como vectores de fitoplasmas pertenecen a la subfamilia Psyllidae, el género *Cacopsylla* y especie *ossiannilsson* incluye vectores de fitoplasmas en peral, manzano y duraznero (Weintraub et al., 2010).

#### **5.4.5. Técnicas de detección y control:**

La correcta detección e identificación de los diferentes fitoplasmas en cultivos de importancia económica es de gran importancia, ya que determinan las pautas de manejo aplicables a cada patosistema, para intentar disminuir el impacto. Antes del desarrollo de las técnicas serológicas y de biología molecular para la detección de fitoplasmas, estas se basaban principalmente en la identificación de los síntomas y la confirmación de la presencia de cuerpos pleomórficos en el floema de plantas sintomáticas, mediante microscopía electrónica. Además de la dificultad de analizar numerosas muestras y la necesidad de contar con un equipamiento costoso, llevaba a determinaciones erróneas y poco consistentes debido a que los síntomas pueden ser idénticos aun tratándose de fitoplasmas diversos (Lee et al., 2000), y por otra parte la misma sintomatología podría ser atribuida a otros patógenos, deficiencias, desbalances hormonales o factores abióticos desconocidos. Las técnicas de detección basadas en la reacción de la cadena de la polimerasa (PCR) que comenzaron a desarrollarse durante la década del 80, resultan hoy la



herramienta más empleada tanto en la detección como para la identificación y clasificación de estos patógenos (Lee et al., 1993). Tanto para el diagnóstico como para el análisis de la filogenia, el gen 16S rDNA y la región espaciadora 16S-23S rDNA han sido las más empleadas ya que son regiones aptas para la generación de cebadores universales que permiten la hibridación en todos los grupos 16Sr de fitoplasmas (Lee et al., 2000). El empleo tanto de cebadores universales (aptos para la amplificación en todas las especies/grupos de fitoplasmas) como específicos (propios de una especie o de grupo/s) han permitido una rápida y eficiente detección, identificación y clasificación de fitoplasmas en numerosas especies vegetales. Sin embargo, la concentración del patógeno en los distintos tejidos es notablemente desigual, tal como se ha demostrado en el caso de algunas especies leñosas o con presencia de látex (Constable et al., 2003), sumado a que muchos vegetales contienen compuestos que inhiben la actividad de la enzima polimerasa, lo que genera falsos negativos. Dadas estas condiciones se requieren de métodos que permitan la detección de trazas mínimas de ADN del patógeno y la obtención de ADN libre de inhibidores. Para ello se han desarrollado técnicas de PCR en tiempo real (qPCR), PCR anidado o PCR múltiple, las cuales han mejorado notablemente la detección e identificación de esta clase de patógenos aún en concentraciones mínimas o en presencia de inhibidores (Baric and Dalla-Via, 2004; Hodgetts et al., 2008; Bertaccini et al., 2014). Numerosos genes, menos conservados, son empleados como marcadores adicionales para una clasificación y diferenciación más exacta, sobre todo entre cepas relacionadas, incluyendo los genes rpsV (rpl22), rpsC (rps3), rplP, rpmC, rpsQ, rplN, rplX, rplE, rpsN, rpsH, rplF, rplR, rpsE, rpmD, rplO, tuf, secA, secY, nus, vmp1, stamp, groEL, rpoB, potC and 23S rRNA y la región espaciadora 16S–23S rRNA (Marccone et al., 2014).

#### **5.4.6. Importancia Económica y Distribución geográfica**

Las enfermedades producidas por fitoplasmas constituyen verdaderas limitantes de la producción afectando notablemente los rendimientos, destruyendo economías en diversas regiones del planeta. En algunos casos han sido declarados plagas cuarentenarias, afectando la comercialización de productos agropecuarios entre países y aumentando las limitaciones para el movimiento de material biológico. Este tipo de enfermedades toma mayor relevancia en especies perennes y de propagación vegetativa, provocando no solo pérdidas sobre la producción sino también en los procesos de comercialización (Marccone et al., 2014). El ejemplo más dramático es quizás el del “Amarillamiento letal del cocotero” que, en sólo algunas décadas, diezmo la producción de coco (*Cocos nucifera* L.) en América Central y el Caribe, con la muerte de más del 80% de las plantas en algunas regiones, generando no solo pérdidas económicas sino también cambios sociales en las poblaciones que dependen de esta especie para la obtención de materias primas (Gurr et al, 2016). Otra enfermedad importante causada por fitoplasmas es el “Achaparramiento del maíz” presente en toda América y que causa pérdidas millonarias en la producción de maíz (*Zea mays* L.) en la región (Pérez-López et al, 2016), o la Flavescencia dorada y el Bois noir, enfermedades causadas por dos fitoplasmas



diferentes y que están limitando la producción de vid (*Vitis* sp) en el centro de Europa (Weintraub and Jones, 2010).

En los últimos años se ha acumulado importante cantidad de información acerca de los fitoplasmas. La secuenciación del gen 16S ARNr, el estudio de proteínas efectoras y la secuenciación completa del genoma de varios fitoplasmas ha demostrado la gran diversidad existente entre ellos y revelado detalles sorprendentes sobre las alteraciones que genera sobre sus huéspedes y la carencia de genes considerados esenciales para el funcionamiento de cualquier entidad biológica conocida (Oshima et al, 2004, 2013; Hogenhout et al, 2008; Kube et al, 2008). La información proveniente de patógenos detectados en otras regiones no siempre puede utilizarse directamente, porque puede tratarse de patógenos diferentes y estar influenciado por el rol que cumplen en cada caso los insectos vectores (Lee et al, 2000). En América del Sur numerosos trabajos muestran no solo la diversidad de fitoplasmas presentes en la región, sino además que muchos de ellos presentan características únicas nunca antes citadas, lo que ha permitido proponer nuevos grupos, subgrupos y especies Candidatus (Montano et al, 2000, Harrison et al, 2003; Galdeano et al, 2004, 2013; Conci et al, 2005; Davis et al, 2012; Fernández et al, 2015, 2016, 2017b, 2019; Flores et al, 2015). Sin embargo, estudios de diversidad y vectores involucrados en cada enfermedad son aún insuficientes y la información relacionada con el genoma de los fitoplasmas locales o estudios de patogenicidad son prácticamente inexistentes.

## 6 Sistema Regulatorio Internacional

La protección del medio ambiente, de los recursos naturales y de la salud humana está en estrecha relación con las actividades que se desarrollan en el sector agropecuario y particularmente con las medidas de prevención, control y erradicación de las plagas y enfermedades. Recientemente la globalización de los mercados ha traído consigo la caída de las barreras arancelarias, pero ha incrementado la importancia de las barreras sanitarias y de inocuidad como mecanismo de protección ante el posible ingreso de plagas. En los países del ALC existen sectores en donde la producción agrícola tiene un buen nivel de tecnificación y de competitividad, pero en cambio, existen otros sectores en donde la falta de políticas que impulsen la innovación tecnológica, mediante la investigación, se refleja en la utilización de prácticas tecnológicas obsoletas y poco competitivas para la producción rural, lo que se traduce en bajos niveles de productividad y rentabilidad. Es por ello que se han establecido estándares internacionales para el control de plagas, además de esquemas de asistencia técnica y de financiamiento con la participación tanto de países desarrollados como de países en desarrollo para establecer mecanismos globales de prevención y control. Los organismos internacionales como la FAO que coordinan los aspectos de sanidad e inocuidad en el comercio agropecuario internacional y los acuerdos regionales que de él se derivan, tienen la función de proporcionar información técnica sanitaria para los acuerdos comerciales entre países, a fin de proporcionar esquemas homogéneos que eviten que la sanidad y la inocuidad sean utilizadas como barreras



injustificadas al comercio internacional (Galindo Mendoza et al.; 2011)

La Convención Internacional de Protección Fitosanitaria (CIPF) es un tratado multilateral de 1951 supervisado por la FAO que tiene como objetivo garantizar una acción coordinada y efectiva para prevenir y controlar la introducción y propagación de plagas de plantas y productos vegetales. La Convención se extiende más allá de la protección de las plantas cultivadas a la protección de la flora natural y los productos vegetales. La Convención está reconocida por 183 países y por el Acuerdo sobre la Aplicación de Medidas Sanitarias y Fitosanitarias de la Organización Mundial del Comercio (OMC) como el único organismo internacional con capacidad para establecer normas internacionales para la sanidad vegetal. La Secretaría de la CIPF se encuentra en la sede de la FAO en Roma, Italia, y es responsable de la coordinación de las actividades básicas del programa de trabajo de la CIPF. La CIPF pone énfasis en tres áreas centrales: establecimiento de normas internacionales, intercambio de información y desarrollo de capacidades para la implementación de la CIPF y las normas fitosanitarias internacionales asociadas. Las Normas Internacionales para Medidas Fitosanitarias (NIMF) son elaboradas por la Secretaría de la Convención Internacional de Protección Fitosanitaria, como parte del programa mundial de políticas y asistencia técnica en materia de cuarentena que lleva a cabo la FAO. Las NIMF son normas, directrices y recomendaciones reconocidas como la base para las medidas fitosanitarias que aplican los miembros de OMC en virtud del Acuerdo sobre la Aplicación de Medidas Sanitarias y Fitosanitarias. Las NIMF son distribuidas por la Secretaría de la Convención Internacional de Protección Fitosanitaria a las Organizaciones Nacionales de Protección Fitosanitaria de los miembros de la FAO, así como a las Secretarías Ejecutivas/Técnicas de las Organizaciones Regionales de Protección Fitosanitaria (ORPF). Estas son organizaciones intergubernamentales para la protección fitosanitaria que funcionan como órganos de coordinación de las Organizaciones Nacionales de Protección Fitosanitaria (ONPF) a nivel regional.

Actualmente existen 9 ORPF:

- Comité de Sanidad Vegetal del Cono Sur (COSAVE)
- Comunidad Andina (CA)
- Organización de Protección Fitosanitaria del Pacífico (PPPO)
- Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria (OIRSA)
- Consejo Fitosanitario Interafricano (IAPSC)
- Organización Norteamericana de Protección a las Plantas (NAPPO)
- Organización de Protección de las Plantas del Cercano Oriente (NEPPO)
- Organización Europea y Mediterránea de Protección de las Plantas (EPPO)
- Comisión de Protección Vegetal para Asia y el Pacífico (APPC)

El Comité de Sanidad Vegetal (COSAVE) es una ORPF, creada en 1989 en el marco de la Convención Internacional de Protección Fitosanitaria (CIPF). Opera como ámbito intergubernamental de coordinación y concertación de acciones tendientes a articular acciones preventivas para evitar el ingreso o dispersión de plagas de interés común para sus Países Miembros y fortalecer la integración fitosanitaria regional. Actualmente está integrado por





Argentina, Brasil, Bolivia, Chile, Paraguay, Perú y Uruguay (COSAVE, 2020).

La Comunidad Andina (CA) es una organización internacional creada en 1969 que cuenta con diversos órganos e instituciones que integran el Sistema Andino de Integración (SAI) cuyo objetivo es alcanzar un desarrollo integral, equilibrado y autónomo, mediante la integración andina, con proyección hacia una integración sudamericana y latinoamericana. Actualmente está integrada por Bolivia, Colombia, Ecuador y Perú.

Cada país de la presente plataforma participa de una ORFP, y tiene su propia ONPF encargada de prevenir el ingreso de plagas cuarentenarias a su respectivo país (Tabla 2).

**Tabla 2**-ONPF de los países participantes de esta plataforma (Fuente: SAG.cl, 2020)

País	ONPF	Sitio web
Argentina 	Servicio Nacional de Sanidad Vegetal y Calidada Agroalimentaria (SENASA)	<a href="https://www.argentina.gob.ar/senasa">https://www.argentina.gob.ar/senasa</a>
Chile 	Servicio Agrícola y Ganadero (SAG)	<a href="http://www.sag.cl">http://www.sag.cl</a>
Ecuador 	Agencia de Regulación y Control Fito y Zoonitario (AGROCALIDAD)	<a href="http://www.agrocalidad.gob.ec/">http://www.agrocalidad.gob.ec/</a>
Uruguay 	Dirección General de Servicios Agrícolas (DGSA)	<a href="http://www.mgap.gub.uy">http://www.mgap.gub.uy</a>

## 7 Fichas por país: Problemática de las enfermedades y avances en su detección precoz y control

### 7.1 Argentina:

#### 7.1.1 Patosistema Sharka/Duraznero y Ciruelo

Hasta el presente, sólo dos focos de la enfermedad del Sharka han sido encontrados en Argentina. El foco inicial se detectó en ciruelo japonés (*Prunus salicina* cv. 'Red Beaut') y damasco (*P. armeniaca* cv. 'Bulida') en el departamento de Pocito, provincia de San Juan, (Dal



Zotto et. al., 2006). Este aislamiento de PPV fue caracterizado como perteneciente a la raza D del virus (Dal Zotto et al., 2014). En esta zona se han obtenido los valores de incidencia de la enfermedad más altos, entre 0,3 y 1,82%. El segundo foco de infección apareció en la provincia de Mendoza, Oasis Sur, con bajos porcentajes de incidencia, entre 0,3 y 0,025%, detectándose en ciruelo europeo (*P. domestica* cv. 'D'Agén') (Rossini et. al, 2009). Tras la confirmación del diagnóstico por parte de INTA, se dio aviso al SENASA y se procedió a la erradicación inmediata de las plantaciones afectadas. Se conformó una red de trabajo interinstitucional constituida por las Estaciones Experimentales Junín, San Pedro, Rama Caída, Alto Valle e IPAVE (CIAP) de INTA y los laboratorios de SENASA e INASE, con el objetivo de realizar acciones de control de esta plaga, considerada plaga cuarentenaria bajo control oficial por resolución 24/2005 de SENASA. Las acciones desarrolladas implicaron implementar medidas de erradicación y control en viveros de plantas madre de duraznero y ciruelo mediante el análisis oficial de PPV en laboratorio, previo a su multiplicación (Rossini et al. 2009, 2012; Marini et. al., 2015a). Simultáneamente, se ajustaron técnicas moleculares de detección como RT-PCR Convencional y Real Time RT-PCR (Dal Zotto et al., 2011). Durante estos años ha sido generada valiosa información sobre el comportamiento de los aislados argentinos del virus, se realizaron estudios de susceptibilidad de cultivares de durazneros y ciruelos al PPV (Marini et. al., 2012a; Marini et. al., 2019 ), estudios de eficiencia de transmisión por semilla y relevamiento de especies de áfidos vectores (Marini et. al., 2012b; Mazzitelli et. al., 2020 ), estudios serológicos de variación de la concentración viral en diferentes órganos de las plantas y meses del año (Marini et. al., 2015b) y estudios de hospederos alternativos (Dal Zotto et al., 2009; Pigliónico et. al., 2019).

También se realizaron estudios epidemiológicos en cultivar de ciruelo Red Beaut en la provincia de San Juan (Dal Zotto et al., 2013) y actualmente se llevan estudios en ciruelo europeo D'agen en el sur de Mendoza, y estudios de eficiencia de transmisión por vectores entre diferentes especies del género *Prunus* (Pigliónico, 2018).

Si bien se ha avanzado mucho en el conocimiento del comportamiento de la enfermedad del Sharka en Argentina y del estatus sanitario de las plantas madre de vivero, aún no se conoce acabadamente la situación de los montes comerciales de *Prunus* fuera de las zonas cuarentenarias. Para ello es necesario realizar un monitoreo más extensivo que abarque los montes comerciales de las zonas núcleo productoras de duraznero y ciruelo. El uso de las nuevas tecnologías Agtech que permiten la teledetección por imágenes, así como la generación de kit de diagnóstico de uso masivo, permitiría realizar monitoreos en grandes extensiones. También es importante conocer si existe variación genética del virus, estudiar el nivel de dispersión del patógeno por vectores y el comportamiento del patosistema ante diferentes variables climáticas. El uso de tecnologías ómicas basadas en técnicas robustas como la secuenciación de alto rendimiento (HTS), aún no aplicadas en los estudios de esta patología en Argentina, podrá promover a un mayor conocimiento y estrategias para el manejo de esta enfermedad cuyo agente causal tiene una alta variabilidad genética, derivando en razas y variantes intra-razas que manifiestan comportamientos diferentes en cada ambiente (región, país, hospedante, etc.) donde está presente (James et al. 2013, 2016).



Por último, el uso de tecnologías como el cultivo *in vitro* combinado con la termoterapia, permitiría la multiplicación de cultivares y portainjertos libres de PPV. Técnica fácilmente transferible y con alta demanda por parte del sector viverista argentino.

### **7.1.2 Patosistema Fitoplasma/Peral y Duraznero**

En Argentina se han detectado más de 30 especies de plantas infectadas por fitoplasmas, algunas de ellas en cultivos de gran importancia económica como ajo (*Allium sativum* L.), alfalfa (*Medicago sativa* L.), frutilla (*Fragaria x ananassa* Duch), maíz, paraíso (*Melia azedarach*), entre otros, produciendo daños y pérdidas variables (Conci et al, 2014). También se detectaron en ornamentales nativas y malezas que podrían funcionar como reservorios del patógeno o protección para los insectos vectores (Fernández et al, 2020). Se tiene escasa información acerca de insectos involucrados en la transmisión, hay pocos datos que aporten al conocimiento de su genoma y menos aún de proteínas involucradas en los mecanismos de interacción.

En Argentina los frutales no están exentos de infección por fitoplasmas. En durazneros (*Prunus persica*) se han detectado en diferentes regiones ecológicas, en la provincia de Jujuy al norte del país y en la zona productora núcleo de la provincia de Mendoza. En Jujuy estas plantaciones están ubicadas en los valles templados (departamentos El Carmen, San Antonio y Dr. Manuel Belgrano), en menor medida en los valles cálidos, (departamentos San Pedro y Santa Bárbara) y en la Quebrada de Humahuaca y en los valles áridos (Ministerio de Producción, Provincia de Jujuy, 2010). La matriz productiva de la zona cuenta con el predominio de la Agricultura Familiar, aquí se producen gran parte de los alimentos consumidos en la provincia con destino tanto para el autoconsumo como para su venta en el mercado doméstico, lo que la constituye en una figura vinculada con la soberanía alimentaria, la autonomía y en protector de la biodiversidad (Ministerio de Producción, Provincia de Jujuy, 2010). Los registros permiten postular que los ecotipos de durazneros que se encuentran en esta zona ingresaron a Jujuy en el período colonial, desde Perú. En los valles templados de Jujuy es donde más desarrollada se encuentra la producción de duraznos, ya que además de contar con la mayor superficie implantada, aproximadamente 700 ha, dispone de infraestructura adecuada para cosecha y poscosecha, con plantas de empaque, hidrocooling y cámaras de frío (Ministerio de Producción, Provincia de Jujuy, 2010). Los productores de esta zona son principalmente tabacaleros, que han incursionado en el cultivo de frutales de carozo alentados por políticas específicas como el Plan Cambio Tabacalero, generado desde la Cámara del Tabaco de Jujuy, tratando de diversificar al sector. Las condiciones ecológicas de la región son óptimas para una producción extra temprana de duraznos, como en ninguna otra parte del país, la fase de crecimiento y desarrollo del fruto ocurre en un período en que la región goza de una alta heliofanía, característica que le otorga excelente calidad a la fruta, especialmente si está acompañada con un adecuado manejo del cultivo. Esta situación posiciona a la zona en los mercados nacionales con grandes ventajas competitivas (Consejo Federal de Inversiones, 2006). La sanidad de estos frutales inicialmente no constituyó una limitante para el cultivo; sin embargo, desde hace algunos años, en lotes de duraznero de los valles templados de Jujuy, se han detectado



síntomas de amarillamiento, enrojecimiento, disminución de tamaño, enrollamiento y necrosis de hojas, defoliación prematura de las ramas y acortamiento de entrenudos. Los síntomas mencionados avanzan cada temporada, afectando ramas enteras y, en casos más severos, causando la muerte de plantas. Análisis moleculares de plantas sintomáticas permitieron asociar esta sintomatología con la presencia de un fitoplasma perteneciente al grupo 16SrIII-B (grupo X-disease), nunca citado en esta especie en el país. Este grupo es el más frecuentemente identificado en Argentina afectando numerosas especies de importancia económica como así nativas y malezas, que podrían actuar como reservorios del patógeno en la naturaleza (Fernández et al, 2013; 2017). El insecto vector para fitoplasma causal del “amarillamiento del duraznero” detectado en los valles templados de Jujuy aún no ha sido identificado, aunque estudios previos relacionan al cicadellido *Agalliana ensigera* como un posible vector del patógeno (Hamity et al, 2017). Recientemente se detectaron numerosas plantas de ciruelos (*Prunus domestica*) con síntomas sospechosos de infección los que dieron positivos a la presencia del patógeno, aunque aún no se ha determinado si es el mismo patógeno que afecta al duraznero en la región.

Recientemente en Mendoza en la zona del valle de Uco, se ha detectado la presencia de fitoplasmas en plantas de duraznero y se ha demostrado que pertenece al grupo 16SrX-C (Ca. *P. pyri*) (Fernández et al, 2017b). Si bien se está evaluando la incidencia real de esta enfermedad en la región, no se conocen los vectores involucrados en su transmisión, no se ha evaluado la evolución de la enfermedad, la diversidad, ni tampoco el daño producido. Este fitoplasma presenta síntomas muy diferentes al que se detectó en durazneros de los Valles Templados de Jujuy (Fernández et al, 2013), y tiene rango de cuarentenario.

En el año 2018/2019 se detectó el mismo fitoplasma del grupo 16SrX-C (Ca. *P. pyri*), afectando lotes de perales en la principal área productora del país (Fernández et al, 2019), en establecimientos comerciales de Alto Valle y Valle Medio de la provincia de Río Negro, dato no menor considerando que Argentina es uno de los principales exportadores de peras a nivel mundial.

Para intentar disminuir el impacto de estas enfermedades y realizar un control estricto a través de normas cuarentenarias es necesario realizar estudios a nivel genómico de los fitoplasmas locales, comprender la diversidad de los fitoplasmas presentes y establecer diferencias con los ya estudiados, identificar hospedantes alternativos que actúen como fuente reservorio, identificar vectores y realizar estudios de transmisión, profundizar el conocimiento acerca de mecanismos biológicos fundamentales, dilucidar mecanismos de interacción patógeno-hospedante y desarrollar sistemas de diagnóstico de sensibilidad y especificidad adecuados.

### **7.1.3 Patosistema *Xylella/Vid y Olivo***

El primer antecedente de la bacteria en Argentina fue en la década del 40, donde se observó una sintomatología de escaldadura en hojas de ciruelo japonés de la zona del Delta del Paraná, (Fernandez Valiela y Bakarcic, 1963). Su etiología fue atribuida en ese momento a un virus,



hasta 1975 donde se la asoció a una bacteria tipo “rickettsia” (Kitajima et al.) La bacteria produjo la muerte de más de 500.000 plantas (Fernandez Valiela y Bakarcic, 1963), diezmando las plantaciones de ciruela de esa región. Por los años 80 la zona dejó de ser frutícola y no se volvieron a observar síntomas de la enfermedad en dicha región ni en otra del país.

Actualmente, en Argentina *Xylella fastidiosa* está presente en plantaciones de cítricos, almendros y olivos. En 1984 se observó en naranjos de la provincia de Misiones una sintomatología a la que llamaron pecosita, similar a un amarillamiento observado en Brasil al que denominaron clorosis variegada. En 1991, se confirmó la presencia de la bacteria en Misiones sobre plantas de naranja Valencia; posteriormente se la detectó en las provincias de Corrientes y Entre Ríos (Brlansky et al., 1991). La bacteria afecta algunas ramas y luego se extiende a todo el árbol, principalmente en naranjos y algunas pocas mandarinas. Se observó que las plantas afectadas pueden revertir los síntomas con los años, por lo que no hay datos sobre el número de plantas afectadas. No se la observó en las otras zonas citrícolas de Argentina.

Al año siguiente de su detección en cítricos, se la diagnostica en plantas de almendro de la provincia de Catamarca (Nome et al., 1992; Tolocka et al., 2017a), detectándose también en malezas presentes en los montes (Haelterman et al., 1995).

Analizando olivos afectados con síntoma de rama seca y marcado declinamiento, a fines de 2013, se identificó *X. fastidiosa* en este cultivo (Roca et al., 2014; Haelterman et al., 2015). Las primeras plantas detectadas con la bacteria fueron olivos de más de 50 años, ubicadas en el departamento de Aimogasta, La Rioja. En esta zona la situación sanitaria de los olivares es muy grave, similar a la observada en Italia (Saponari et al., 2013) debido a un rápido declinamiento de las plantas desde hace unos años. Anteriormente la sintomatología fue adjudicada a diversos factores, entre ellos presencia de hongos o condiciones abióticas, causando la mortalidad de las mismas en poco tiempo. A esto se suma que el cultivar Arauco es el más difundida en la zona y el más susceptible.

Para determinar la incidencia de la bacteria en las diferentes regiones olivícolas del país, se realizó un monitoreo junto con SENASA (Von Baczko et al., 2017). Se encontró un 24,6% de plantas afectadas en La Rioja, 32,8% en Córdoba y un 28% en Catamarca, no habiendo dado positivo hasta la actualidad, en Mendoza y San Juan. También se la detectó en plantaciones de Buenos Aires. La variedad más afectada es Arauco, aunque también se encontró en Manzanilla fina, Arbequina, Frantoio y Picual.

Estudios realizados en cultivos de *X. fastidiosa* proveniente de los diferentes hospedantes del país, determinaron que es la *subespecie pauca* la presente en el país, con secuencias tipo (ST) 69 para la bacteria en olivo y cítricos (Tolocka et al., 2017b) y 78 para la de almendro (Tolocka et al., 2017(c, d), 2018).

Afortunadamente esta enfermedad no ha sido detectada en vid, lo cual sería un grave problema ya que la producción de vid en Argentina, que cubre una superficie de 220.000 Ha y produce alrededor de 2.000.000 t de fruta (destinada principalmente a vinificación), genera un aporte al



PBI cercano a los 2.000.000.000 USD. El último año se ha autorizado el ingreso de material de propagación de vid desde USA, el cual más allá de la obligatoriedad de cumplir con estándares sanitarios, representa un potencial riesgo para la introducción de esta plaga. Se han analizado vides con síntomas sospechosos de esta bacteria, de diferentes zonas productoras, pero los resultados fueron negativos.

## 7.2 Chile:

### 7.2.1 Patosistema Sharka/Duraznero y Ciruelo

El virus del Sharka se identificó en Chile en 1992, siendo la primer detección de la enfermedad en el continente americano, en una vieja colección de damascos en la zona central del país (Herrera, 1994). Posteriores prospecciones serológicas del virus realizadas en las principales regiones frutícolas del país en las temporadas 1995, 1996 y 1997, determinaron una incidencia a nivel nacional de 15 % en un total de 10.000 plantas analizadas (Herrera et al., 1998). El virus fue detectado en durazneros, nectarinos, damascos, ciruelos y almendros; siendo la raza tipo D (Diderón) la única encontrada en Chile (Rosales et al., 1998). Existen evidencias técnicas que describen un aumento en la sintomatología, incidencia y severidad del virus en huertos chilenos. Por ello, en 2019 se ha reactivado la vigilancia para esta enfermedad abordando cuatro estrategias conjuntas: a) prospecciones actualizadas para generar nuevos antecedentes epidemiológicos, b) programas de capacitación de productores para conseguir un manejo más adecuado de la enfermedad, c) aumento del control químico de los vectores y d) generación de un plan de desarrollo comunicación al respecto de la enfermedad (Nicola Fiore, pers. comm.).

Recientemente, trabajos en conjunto de grupos de investigación locales y franceses, han descrito la generación de variedades de ciruelos resistentes al virus a través de herramientas de genética e ingeniería genética (Rubio et al., 2019).

A su vez se ha desarrollado un sistema de vectores de transformación genética que permite expresar los “reactivos editores” a través de sistemas transitorios de alta eficiencia. En recientes trabajos en vides y *Prunus* spp., se detectó que la vida media de estos replicones virales alcanza a los 30 días (Prieto et al., 2019). Así, se han generado poblaciones editadas de vid ‘Thompson Seedless’ para genes de susceptibilidad a hongos, y se trabaja activamente en la edición de genes de susceptibilidad viral (PPV) y de control de la floración en *Prunus* spp. De momento, los individuos generados de esta experimentación están en evaluación para sus fenotipos esperados (H. Prieto, pers. comm.).

### 7.2.2 Patosistema Fitoplasma/Vid y Peral

En Chile se observa un prematuro envejecimiento de las plantaciones de vid y una alta mortalidad de plantas con disminución de la productividad como consecuencia de la mayor incidencia de diversos agentes patógenos, especialmente hongos de la madera, virus y fitoplasmas. La expansión relativamente rápida de la superficie destinada a la vid y un programa



limitado de certificación sanitaria, han dado lugar a una amplia propagación de diversas enfermedades, incluidas las asociadas a fitoplasmas, conocidas como amarillez de la vid (AV). El uso regular de propagación vegetativa coincide con la forma de transmisión más frecuente de una gran cantidad de agentes patógenos, destacando en ello la eventual transmisión de fitoplasmas. Debido a esto, se han ejecutado y planificado diversos programas de trabajo entre el sector productivo e instituciones de investigación, con el fin de salvaguardar clones productivos relevantes para la industria.

La presencia de la amarillez de la vid en *V. vinifera* en Chile se informó en el 1971 sobre la base de la observación de los síntomas. Sin embargo, la primera evidencia de laboratorio de la presencia de fitoplasmas en la vid, se produjo a principios del año 2000 a través de microscopía electrónica y herramientas moleculares (Gajardo et al., 2003; Herrera and Madariaga, 2003; Bertaccini et al., 2004). A la fecha, los fitoplasmas identificados en Chile pertenecen a seis subgrupos ribosomales (16SrI-B, 16SrI-C, 16SrIII-J, 16SrV-A, 16SrVII-A y 16SrXII-A) (Gajardo et al., 2009; Fiore et al., 2015a), pero no hay información acerca de su prevalencia en los viñedos chilenos. En Chile el fitoplasma más extendido pertenece al subgrupo ribosomal 16SrIII-J, el cual infecta a la vid, así como a otras especies tanto leñosas como herbáceas (Fiore et al., 2015a). Actualmente, está disponible la secuencia genómica casi completa de este fitoplasma (Zamorano y Fiore, 2016).

Las pruebas de transmisión han demostrado que los cicadélidos *Paratanus exitiosus* y *Bergallia valdiviana* son capaces de transmitir el fitoplasma 16SrIII-J tanto en vinca [*Catharanthus roseus* (L.) G. Don] como en vid (Quiroga et al., 2018a). *P. exitiosus* y *B. valdiviana* son ampliamente distribuidos en el país, su captura ocurre prevalentemente en las malezas asociadas a los viñedos chilenos y solo ocasionalmente se alimentan de la vid (Fiore et al., 2015b; Quiroga et al., 2015).

En viñedos infectados por fitoplasmas o alrededor de estos, se han encontrado malezas en las que han sido detectados los mismos fitoplasmas identificados en las plantas de vid. Específicamente la *Galega officinalis* ha resultado ser infectada por el fitoplasma 16SrVII-A, el *Convolvulus arvensis* por 16SrI-B, 16SrVII-A y 16SrXII-A, el *Polygonum aviculare* por 16SrI-B y 16SrVII-A (Longone et al., 2011). Es importante remarcar que *C. arvensis* juega un rol fundamental en la epidemiología del fitoplasma 16SrXII-A, responsable de la enfermedad denominada “bois noir”, que en Europa es transmitido principalmente por el *Cixiidae Hyalesthes obsoletus*, no encontrado en Chile.

En el otoño del 2014, se observaron síntomas de hojas enrojecidas, necrosis de floema en ramas y troncos y plantas decaídas en un huerto de peral, cultivar Williams, injertado en membrillo BA29 ubicado en la región del Biobío. Se tomaron muestras sintomáticas, las cuales fueron analizadas para fitoplasmas a través de PCR anidada, seguida por el análisis del polimorfismo del largo de los fragmentos de restricción (RFLP), utilizando como blanco de los análisis, dos regiones del genoma pertenecientes a dos genes de fitoplasmas. Con PCR anidada se pudieron obtener productos de amplificación desde ambos genes solo desde las muestras procedentes de



plantas con síntomas. Con las secuencias de los fragmentos de amplificación obtenidos se pudo realizar el RFLP, lo que permitió identificar el fitoplasma encontrados como *'Candidatus Phytoplasma pyri'* (subgrupo ribosomal 16SrX-C), agente causal de la enfermedad conocida como “pear decline (PD)”. Esta ha sido la primera detección del fitoplasma en Chile, a la cual han seguido otras, realizadas en diferentes huertos de perales de las regiones de O’Higgins y Metropolitana (Facundo et. al., 2017).

## 7.3 Ecuador:

### 7.3.1 Patosistema Banano/*Fusarium R4 Tropical*

En la actualidad no ha sido detectado el Foc R4T en el Ecuador. Estudios realizados por la Escuela Superior Politécnica del Litoral (ESPOL) señalan que las poblaciones de Foc existentes en dicho país son exclusivas del linaje clonal asociado al Grupo de Compatibilidad Vegetativa (VCG) 0120 caracterizado como R1 (Magdama, 2019). Sin embargo, la rápida diseminación de *F. oxysporum* raza 4 tropical desde el sudeste asiático hacia otros lugares del mundo, ha generado que los países productores de musáceas establezcan medidas fitosanitarias que ayuden a prevenir o retrasar el ingreso del patógeno. La detección del Foc R4T en Colombia, en muestras sospechosas de tejido vegetal de banano Cavendish, en agosto del 2019 es un serio riesgo para toda la región. Y de no tomarse medidas inmediatas para su detección precoz y control, podría llegar a difundirse rápidamente por todo el ALC.

En el Ecuador se conformó el Comité Interinstitucional de Prevención del Ingreso de la Raza 4 Tropical, donde participa articuladamente el sector público y privado con la finalidad de proteger al banano como principal producto agrícola de exportación, el cual genera importantes plazas de trabajo e ingresos de divisas al país (Muentes et. al. , 2017).

Mediante el Acuerdo Ministerial 412 (septiembre, 2014) se “Establece el Plan Nacional de Contingencia para Foc R4T”, cuyas acciones involucran a todos los actores de la cadena agro productiva de musáceas (importación, comercialización y exportación de musáceas, puntos de entrada habilitados, puntos de control internos y otras instituciones) con los cuales la Agencia realiza y coordina actividades de control oficial, desde las acciones de prevención hasta las de erradicación o supresión de un posible y eventual brote de Foc R4T en el país. Para la aplicabilidad de las medidas fitosanitarias contempladas en el Plan de Contingencia, se han emitido las siguientes Resoluciones:

- Resolución No. 154 del 23 de septiembre de 2010, en la cual se aprueba el Manual Operacional de Vigilancia Fitosanitaria; y sus actualizaciones.
- Resolución 048 (mayo, 2011) “Medidas y requisitos para la importación de plantas in vitro de musáceas”; y sus actualizaciones.
- Resolución 133 (mayo, 2014) “Manual General de Cuarentena Vegetal”; y sus actualizaciones.
- Resolución 145 (junio, 2015) “Desinfección de contenedores que ingresan al país por





puertos y terminales”; y sus actualizaciones.

- Resolución 222 (Julio, 2015) “Desinfección de calzado de pasajeros en aeropuertos que reciban vuelos internacionales”; y sus actualizaciones
- Resolución 055 (mayo, 2017) “Conformación del Comité Interinstitucional de trabajo para la prevención del ingreso de Foc R4T”; y sus actualizaciones
- Resolución 087 (Julio, 2017) “Desinfección de calzados de pasajeros y tripulantes en puertos marítimos y terminales portuarias del país”; y sus actualizaciones.
- Resolución 110 (junio, 2019) “Guía de medidas fitosanitarias para sitios de producción de musáceas”.
- Procedimiento PEE/BM/40. (agosto, 2019) “Diagnóstico de *Fusarium oxysporum f. sp. cubense* raza 4 tropical mediante PCR en tiempo real”; y sus actualizaciones
- Resolución 157 (agosto, 2019) “Reporte del resultado de diagnóstico de laboratorio de plagas de Sanidad Vegetal previo a la notificación a la ciudadanía”

## 7.4 Uruguay:

### 7.4.1 Patosistema Sharka/Duraznero y Ciruelo

El virus causante de sharka (PPV, *Plum pox virus*) no ha sido detectado en Uruguay. Este panorama hace que actualmente, si bien los productores reconocen su importancia, no visualizan a las enfermedades provocadas por virus y organismos afines como limitantes para su labor. Sin embargo, a pesar de las medidas cuarentenarias tomadas, la presencia de sharka en la región constituye una amenaza permanente. Es una enfermedad muy severa que presenta irregularidad en la expresión de síntomas (dependen del huésped y en climas fríos puede permanecer latente por períodos prolongados). Podría ingresar en el material de propagación y diseminarse rápidamente ya que se transmite por especies de pulgones que están presentes en Uruguay. Adicionalmente, las infecciones mixtas con otros virus presentes en el país aumentarían la severidad de las pérdidas. Por lo tanto, la actualización en el tema y el acceso a tecnologías modernas de detección y monitoreo de epidemias contribuirá enormemente con la prevención del ingreso de esta enfermedad a Uruguay y a la detección temprana en caso de ingreso, posibilitando actuar con celeridad para evitar su diseminación e impacto en la producción nacional (Diego Maeso, INIA Uruguay, pers. com.)

### 7.4.2 Patosistema Fitoplasma/ Peral y Vid

En los últimos años se determinó la presencia de ‘*Candidatus Phytoplasma pyri*’ (subgrupo 16SrX-C, “pear decline”) en el cultivo de pera asociado con la muerte de plantas y síntomas de incompatibilidad, principalmente en aquellas combinaciones pie-variedad poco vigorosas (Quiroga et al, 2018b, Maeso, 2014). Hasta el momento no se ha constatado la infección con fitoplasmas en frutales de carozo ni en manzano y se están realizando trabajos tendientes a



determinar si problemas de pérdida de vigor, muerte y distorsión en follaje y madera observados en viñedos están asociados con la infección de fitoplasmas.

Si bien las enfermedades de este tipo presentes en nuestro país, son visualizadas como de menor relevancia frente a otros problemas sanitarios de estos cultivos, es de suma importancia avanzar en su conocimiento, no solo de aquellos presentes para prevenir su impacto y transmisión, sino para estar atentos y prevenir el ingreso de aquellos de relevancia que no se encuentran presentes (*Candidatus Phytoplasma mali*, *Candidatus Phytoplasma pruni*, *Candidatus Phytoplasma prunorum*, *Candidatus Phytoplasma vitis*, *Candidatus Phytoplasma solani*).

### 7.4.3 Patosistema *Xylella*/Vid y Olivo

Hasta el momento no se ha detectado en el país la presencia de la enfermedad de Pierce en vid (*Xylella fastidiosa subsp. fastidiosa*) ni el decaimiento rápido del olivo (*Xylella fastidiosa subsp. pauca*). Sin embargo, debido al potencial impacto negativo que pueden ocasionar, es importante capacitarse en la detección y prevención de dichas enfermedades. Conocer tecnologías modernas de detección de estos patógenos y actualizarse en el monitoreo de epidemias, para así contribuir con la prevención y manejo de estas enfermedades (Diego Maeso com. pers.).

Uruguay aplica las “Normas Internacionales para Medidas Fitosanitarias” (Nimf) para evitar el ingreso de plagas cuarentenarias reglamentadas no presentes en el país, en materiales de propagación en los cuales pueda correrse el riesgo de introducción, entre las cuales se encuentran las enfermedades foco del presente documento. El país adhiere a la “Convención Internacional de Protección Fitosanitaria” (CIPF) cuyo ámbito se refiere a la protección de la sanidad vegetal de los efectos de plagas y su diseminación en el comercio internacional. La Dirección General de Servicios Agrícolas (DGSA) es la Organización Nacional de Protección Fitosanitaria (ONPF), servicio oficial encargado de la protección fitosanitaria del país y su mantenimiento. La DGSA define la Lista de las plagas reglamentadas y la aplicación de las Medidas Fitosanitarias para las mismas. Para ello elabora los “Requisitos Fitosanitarios” (RF) de importación y verifica su cumplimiento, de modo de evitar la introducción de nuevas plagas al país y, a través de las Barreras Sanitarias, impide la introducción de productos de origen vegetal que pudieran transportar plagas. Uruguay integra el “Comité de Sanidad Vegetal” (COSAVE) y tiene establecidas categorías de riesgo y los requisitos fitosanitarios armonizados para el ingreso de artículos reglamentados a través de análisis de riesgo. Además se han establecido procedimientos de importación de productos de origen vegetal que incluyen la “Acreditación Fitosanitaria de Ingreso” (AFIDI) donde se establecen los requisitos fitosanitarios que se deben cumplir y deben estar garantizados por un Certificado Fitosanitario emitido por la ONPF del país exportador. En los Puntos de Inspección Fronterizos se hace la inspección documental y de la mercadería y, en los casos que corresponda, se toma de muestra del producto y se envía para análisis en los Laboratorios Biológicos.



## 8 Nuevas tecnologías para la detección precoz y el control de enfermedades en plantas, frontera del conocimiento

Nuevas tecnologías se desarrollan continuamente a nivel mundial, las cuales pueden utilizarse con éxito para la detección precoz y control de enfermedades de plantas. Entre las más promisorias se destacan:

### 8.1. Teledetección por Imágenes:

En el contexto particular de las enfermedades, su detección temprana en el campo se considera una fuente valiosa de información para ejecutar estrategias adecuadas de manejo y control de enfermedades que permitan prevenir el desarrollo y propagación de los patógenos (Mahlein et al., 2012). Los métodos convencionales para la detección de enfermedades se fundamentan en la inspección visual de síntomas y daños en el campo, siendo costosa en tiempo y recursos. Una alternativa a estos métodos es la teledetección, la cual ha demostrado ser una herramienta muy útil para detectar síntomas en estados tempranos del desarrollo de enfermedades a escala masiva. La teledetección tradicional, impulsada en la década de 1980, consistía en la incorporación de sensores a bordo de aviones tripulados de gran envergadura y en satélites de observación terrestre para el seguimiento de los cultivos a escalas globales.

***No obstante, su utilidad era limitada como herramienta de apoyo en la toma de decisiones relacionada con el riego, la aplicación de fertilizantes o la detección de enfermedades, debido a la baja resolución espacial, espectral y temporal obtenida.***

En los últimos 10 años, la teledetección ha experimentado una importante revolución consistente en la miniaturización y reducción del costo de los sensores, permitiendo su utilización a bordo de vehículos aéreos tripulados y no tripulados a un menor costo y complejidad operativa, obteniendo imágenes de alta resolución espacial con tamaños de pixel inferiores a 1 m (Calderón et al., 2014).

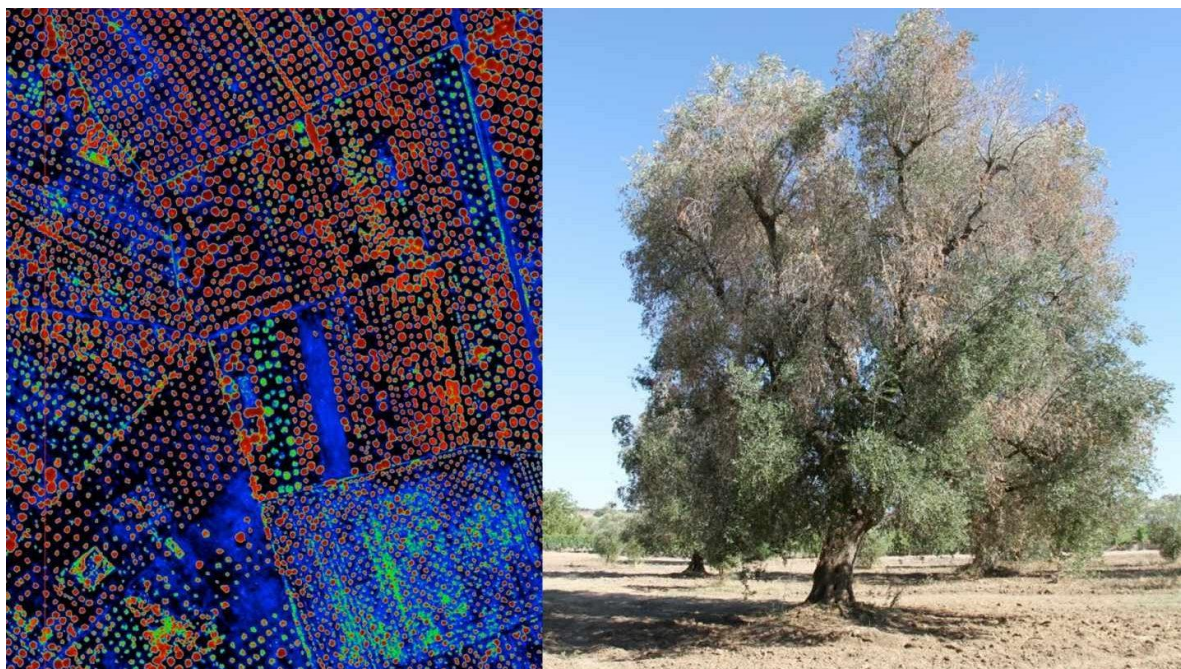
La agricultura de precisión aplicada a la protección de cultivos tiene aún mayor utilidad en el monitoreo de grandes superficies. En estos casos, las metodologías tradicionales basadas en teledetección presentan limitaciones ya que se centran en bandas espectrales anchas en las regiones espectrales del rojo e infrarrojo cercano, utilizadas para calcular el Índice de Vegetación de Diferencia Normalizada (NDVI). Este índice ha demostrado ser sensible a los cambios estructurales y de la densidad foliar de la vegetación, y por lo tanto, sólo es útil para detectar estados avanzados de enfermedades, es decir, cuando aparecen síntomas como la defoliación de la copa, marchitez de las hojas y clorosis foliar avanzadas (Calderón et al., 2013).

***La alternativa a estas metodologías tradicionales consiste en utilizar sensores***



**hiperespectrales y térmicos con una resolución espacial suficiente para distinguir copas de árboles o plantas individuales.** Los nuevos sensores hiperespectrales de alta resolución espectral, con anchos de banda inferiores al nanómetro, permiten obtener información de más de 250 bandas espectrales en la región visible e infrarrojo, aumentando potencialmente las aplicaciones de la teledetección en agricultura (Fotografía 11). En concreto, estos sensores permiten cuantificar la emisión de fluorescencia clorofílica debido a su precisión para detectar la pequeña contribución de la fluorescencia emitida por la planta a partir de la radiación que le llega (2-3% de la radiación). El interés de la fluorescencia clorofílica radica en su estrecha relación con la fotosíntesis, demostrándose que las plantas con estrés hídrico disipan una fracción del exceso de la radiación interceptada como calor, mientras que la otra fracción es re-emitida como luz fluorescente, pudiendo cuantificarla mediante técnicas que permiten medir en el interior de las bandas de absorción del oxígeno atmosférico (Zarco-Tejada et al., 2012).

Este estudio sentó precedentes para evaluar el uso de la teledetección en la identificación de la infección por *Xylella fastidiosa* (Xf) en etapas tempranas de infección en olivo, en el sur de Italia. Los resultados fueron prometedores, con niveles de detección de la enfermedad superiores al 80 % (Zarco-Tejada et al., 2018). Por estas razones, el desarrollo de metodologías a gran escala y de rápida respuesta basadas en teledetección de alta resolución espacial se considera una alternativa factible para la detección precoz de la enfermedad.



**Fotografía 11.** Imagen espectral de un olivar, con árboles afectados en Italia, en verde y rojo claro. Fuente: Pablo ZARCO-TEJADA (University of Melbourne, Australia)



## 8.2. Desarrollo de nuevas herramientas de mejoramiento genético: Edición génica a través de CRISPR-Cas:

Las modificaciones genéticas involucraron la tecnología de DNA recombinante para expandir el “pool” de genes disponibles para los mejoradores. Los primeros cultivos comerciales producidos por esta tecnología (resistencia a herbicidas e insectos) aparecieron a mediados de los 90s. La aplicación de estas herramientas resultó en nuevas formas de regulación y liberación de los productos al ambiente (Lusser et al., 2012).

***Los elevados costos de las etapas regulatorias impidieron que pequeñas empresas o entidades públicas desarrollasen productos comerciales genéticamente modificados, quedando estos desarrollos en grandes empresas multinacionales.*** Por otra parte, el desarrollo de organismos vivos genéticamente modificados (OVGM) involucró un número acotado de genes.

***La edición génica (EG), una de las Nuevas Técnicas de Mejoramiento (NBT), permitirá el desarrollo de nuevos productos, a partir del conocimiento de la base genética de caracteres de interés.*** Una ventaja adicional de esta técnica, es que los productos desarrollados poseen las mismas regulaciones que un producto obtenido por mejoramiento convencional, de corroborarse la ausencia de integración de ADN foráneo en el producto obtenido, de acuerdo a las resoluciones de Argentina (Res.173/2015 MINAGRI), Chile (Julio 2017, SAG), Brasil (Marzo 2018, CNTBio) y Colombia (Agosto 2018) en Sudamérica, así como también EE.UU. y Canadá (Eriksson et al., 2019).

Durante las últimas décadas, se han generado modificaciones en el genoma a través de mutaciones de DNA, las cuales son producidas de manera estocástica (Puchta y Fauser, 2014). ***En la actualidad se ha desarrollado la EG, basada en nucleasas sitio-específicas o sitio-dirigidas. De todas, destaca el sistema CRISPR/Cas9 (del inglés, Clustered regularly interspaced short palindromic repeats/CRISPR-associated protein 9) (Sovová et al., 2017), el cual sin duda ha marcado un giro respecto del acceso y factibilidad técnica en la utilización de la EG como herramienta de mejoramiento.***

El sistema de edición CRISPR/Cas9 fue descrito inicialmente como un sistema inmune adaptativo en procariontes (Jinek et al., 2012). Se compone de un arreglo de motivos de ADN adquiridos por el genoma bacteriano, desde diversos fagos (sus patógenos clásicos). Estos motivos son transcritos (lo que se llama crRNA) para unirse a una nucleasa asociada al mismo arreglo (la enzima Cas); la unión entre crRNA y nucleasa es apoyada por un tercer elemento, un RNA estabilizador (denominado tracrRNA). El complejo ribonucleasa tripartita reconoce, por homología con crRNA, las mismas zonas del genoma del patógeno invasor, llevando a su degradación (Sander y Joung, 2014). En su concepción biotecnológica, es posible generar una molécula única de RNA llamada RNA guía (gRNA), que imita la estructura requerida para guiar a la misma nucleasa hacia el corte sitio-específico del DNA previamente definido (Jinek et al., 2012). El gRNA en conjunto con la Cas9 forman una endonucleasa mediada por RNA y su especificidad está definida por los veinte nucleótidos presentes en el gRNA y por la presencia de



la secuencia de reconocimiento de la nucleasa, denominada PAM, ubicada hacia el extremo 3' del DNA blanco (Puchta y Fauser, 2014).

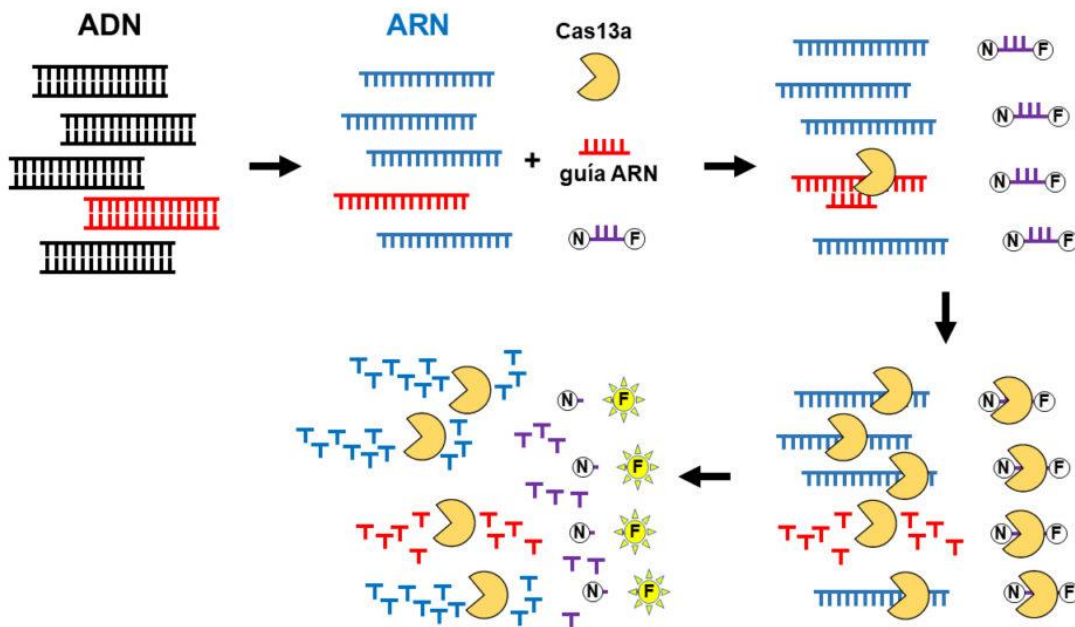
Los primeros estudios en plantas donde se demostró la aplicación de CRISPR/Cas9 se realizaron en protoplastos de *Arabidopsis thaliana* y en suspensiones celulares de *Nicotiana benthamiana* (Ceasar et al., 2016), en los que se logró una mutagénesis dirigida basada en recombinación no homóloga (NHEJ) con frecuencias de 5,6% y 38,5% respectivamente (Puchta y Fauser, 2014). En 2014, se describió por primera vez la aplicación del sistema CRISPR/Cas9 en arroz y trigo, ambos cultivos de alto interés económico (Shang et al., 2014). En este trabajo se realizaron modificaciones dirigidas mediante NHEJ, obteniéndose frecuencias de mutación entre 14,5-38,0% en protoplastos de arroz.

En el caso de las herramientas de edición, como CRISPR/Cas9, es importante que la expresión de los componentes del Sistema de edición sea transitoria y en alta concentración intracelular (Altpeter et al., 2016). Por ello se han desarrollado diversas aproximaciones experimentales que buscan la expresión transitoria de los “reactivos de edición” (entiéndase la nucleasa Cas 9 y los gRNAs). De forma alternativa, el uso de reactivos editores pre-ensamblados (i.e. pre-sintetizados) se ha descrito con bastante éxito en la electroporación de protoplastos de algunas especies, incluyendo la vid (Malnoy et al., 2016) y papa (Andersson et al., 2018).

Los vectores de expresión basados en geminivirus han sido una herramienta tradicional en biotecnología vegetal para sobre-expresar distintas proteínas en plantas (Mor et al., 2003). Para el desarrollo de estos vectores, las únicas secuencias virales requeridas son los elementos Rep, LIR y SIR del genoma del virus (Rybicki and Martin, 2014). Los elementos LIR y SIR permiten que una construcción lineal de DNA sea circularizada por la unión de dos secuencias LIR a través de la actividad de la proteína viral Rep, formando así replicones que se multiplican bajo el modelo del círculo rotatorio. El uso de estos elementos permite la creación de vectores de transformación de plantas llamados con estructura “LSL” (LIR-SIR-LIR), o simplemente “estrategia de virus desarmados” (Baltes et al., 2014; Peyret and Lomonossoff, 2015). La técnica consiste en que la información de DNA que codifica para los “editores génicos” está contenida en plásmidos de transformación clásica de *Agrobacterium*, cuyo T-DNA contiene además las secuencias LSL y la secuencia codificante para Rep. Así, al momento de producirse la infección por la bacteria y transferirse el T-DNA a la célula vegetal, los elementos virales harán un “salto” desde el T-DNA y actuarán como replicones que se multiplicarán vía círculo rotatorio. El resultado es una alta expresión de los “reactivos editores” (gRNAs y Cas9). Dado que el sistema no utiliza ningún elemento adicional del virus, su vida media y movimiento en el tejido o células infectadas serán limitadas; así la situación de expresión de los componentes exógenos incluidos en el replicón viral se prolongará sólo por un lapso transitorio de tiempo. La aplicación de estos vectores derivados de geminivirus en plantas como método de entrega y expresión de editores se ha desarrollado rápidamente y existen varios estudios que prueban el éxito de esta estrategia en especies como tomate (*Solanum lycopersicum*) (Čermák et al., 2017) y papa (*Solanum tuberosum* L.) (Butler et al., 2016).

### 8.3. Test diagnóstico de última generación:

Numerosos test de diagnóstico se están desarrollando actualmente con las nuevas tecnologías desarrolladas. Las herramientas CRISPR no solamente sirven para editar genes sino que también pueden servir para detectarlos. El sistema CRISPR, que fue inicialmente identificado como uno de los sistemas de defensa de las bacterias por el microbiólogo español Francisco J. Martínez Mojica, y posteriormente adaptado como una herramienta para la edición genética de cualquier genoma, ahora sigue sorprendiéndonos con las nuevas aplicaciones en diagnóstico, desarrolladas por los laboratorios de Jennifer Doudna (Berkeley Univ., CA, USA) y de Feng Zhang (BROAD, Cambridge, MA, USA). **La tecnología CRISPR apunta a reconocer en las muestras la huella digital del virus (su código genético expresado en una secuencia de ARN)** (Figura 1). Los resultados son similares a la metodología PCR pero implica procesos más cortos y una infraestructura de menor complejidad y menor costo.



**Figura 1.** Esquema del protocolo de diagnóstico de ADN mediante CRISPR-Cas13a, diseñado por el equipo de Feng Zhang (BROAD-MIT, EE UU) y denominado SHERLOCK. Fuente: libro «Editando genes: recorta, pega y colorea. Las maravillosas herramientas CRISPR», Lluís Montoliu, NextDoor Publishers 2019.

La secuenciación de alto rendimiento, también denominada “secuenciación masiva”, “secuenciación de nueva generación” (NGS, por sus siglas en inglés), permite secuenciar el genoma completo y se puede utilizar para todo tipo de organismos, si bien los no cultivables (como virus y viroides, algunas bacterias, oomicetos y hongos) son los que revisten especial interés.

**Las tecnologías de secuenciación de alto rendimiento pueden utilizarse para detectar plagas**



**reglamentadas específicas y para detectar organismos desconocidos (es decir, sin conocimiento a priori).** Además, permiten secuenciar material genético lo que puede servir para identificar el genoma de microorganismos de interés fitosanitario que no se han podido identificar con las tecnologías tradicionales (Olmos et al., 2018). Debido a las limitaciones de los métodos de diagnóstico tradicionales, se necesitan nuevos métodos sólidos, fiables y rentables que permitan detectar virus y viroides en las plantas y los productos vegetales de manera rápida y segura, pero también en otras plagas no cultivables o difíciles, y las tecnologías de secuenciación de alto rendimiento abren esta posibilidad. Las tecnologías de metacódigo de barras o de secuenciación de alto rendimiento aplicadas a los amplicones obtenidos mediante reacción en cadena de la polimerasa de una región de código de barras de ADN también tienen aplicaciones diagnósticas con fines fitosanitarios. Estas aplicaciones podrían ser el método de secuenciación de alto rendimiento con más probabilidades de utilizarse con fines de diagnóstico, para detectar virus y otras plagas no cultivables o difíciles. En las pruebas de diagnóstico rutinarias, algunas de las oportunidades y posibilidades para la utilización de tecnologías de secuenciación de alto rendimiento son para 1) entender la situación de una plaga en una región mediante programas de seguimiento, 2) certificar las semillas y el material de propagación vegetal, 3) hacer las pruebas de cuarentena (posentrada) y 4) dar seguimiento a los productos importados para detectar nuevos riesgos potenciales de plagas. La secuenciación de alto rendimiento ofrece una gran variedad de beneficios para todas estas aplicaciones (Al Rwahnih et al., 2015; Hadidi et al., 2016; Rott et al., 2017). Las tecnologías de secuenciación masiva o nueva generación están revolucionando el diagnóstico genético. Constituyen diversas técnicas que identifican diferencias en las secuencias de ADN o ARN complementario de un individuo al compararlo con uno de referencia. Respecto a las técnicas convencionales, el avance más importante del NGS es la enorme cantidad de datos que puede producir, con el consecuente reto de poder almacenarlos y procesarlos. El análisis secundario y terciario de las secuencias, mediante software específicos es imprescindible. Si bien cada plataforma NGS tiene diferentes características, el esquema principal de trabajo es conceptualmente similar para todas ellas e incluye los siguientes pasos: 1. Preparación de librerías a partir de ADN o ARN. 2. Amplificación clonal de los fragmentos de ácidos nucleicos presentes en la librería. 3. Secuenciación de los fragmentos. 4. Análisis primario/secundario: traducción de las señales registradas en datos/ alineamiento y ensamblaje de las lecturas.

Sin embargo, también hay problemas asociados a la aplicación de estas tecnologías, como los requisitos de infraestructura de los laboratorios, la bioinformática, el intercambio de datos y la validación de los datos (Olmos et al., 2018).

Otra tecnología innovadora que se viene desarrollando con éxito hace algunos años para detectar patógenos es el método **LAMP (loop-mediated isothermal amplification) o amplificación isotérmica mediada por asa (bucle inicial)**. Esta tecnología al no requerir sofisticado equipamiento puede utilizarse en sitios con escasos recursos económicos y tecnológicos. La reacción de LAMP tiene un amplio rango de aplicaciones y el principio fundamental de esta técnica es la amplificación del templado original para producir una gran





cantidad de productos de amplificación de DNA, que contienen una secuencia mutuamente complementaria y alternada, de una estructura repetida. Para lograr esto, se diseñan dos cebadores que contienen una secuencia reverso-complementaria de la secuencia inicial blanco en sus extremos 5' (Notomi et al., 2000). Se han desarrollado protocolos específicos para fitoplasmas, incluso para plantas leñosas (Kogovsek et al., 2015). Recientemente se han comenzado a ofrecer kits de diagnóstico útiles cuando el número de muestras es alto para la amplificación de ADN de fitoplasmas, donde además de evitar los inhibidores tan frecuentes en los procesos de amplificación de ADN a partir de tejidos vegetales, ofrece una alta sensibilidad, robustez y baja complejidad. Desarrollar un test masivo, sensible y económico para la detección de plagas cuarentenarias en plantas frutales de la región permitiría proponer estudios masivos en este tipo de patógenos en regiones aisladas o con escasos recursos económicos, sin depender de la compra de kits que en muchos casos resultan inaccesibles.

#### **8.4. Técnicas de termoterapia y cultivo *in vitro* para la obtención de material de propagación libre de enfermedades cuarentenarias:**

El cultivo de tejidos consiste en aislar partes de una planta (una célula, un tejido o un órgano), llamado “explanto”, para cultivarlo en un medio nutritivo artificial aséptico. La técnica más utilizada para la liberación de virus es el cultivo de meristemas, que consiste en aislar el domo meristemático de la planta infectada y sembrarlo en un medio de cultivo adecuado que permita el desarrollo de una planta completa (Fotografía 12). Con frecuencia los tejidos meristemáticos no están infectados por virus o bien los patógenos se encuentran en bajas concentraciones. Si bien no se sabe a ciencia cierta porque sucede esto, se mencionan tres teorías como posibles (Canavelli et al., 1995): 1) El domo meristemático tiene el sistema vascular poco desarrollado y el virus para poder infectarlo tiene que moverse célula a célula, proceso mucho más lento que a través de los vasos vasculares.

2) Las células meristemáticas tienen alta actividad metabólica, lo que puede inhibir la síntesis de RNA viral.

3) Las altas concentraciones de auxinas endógenas existentes en los ápices podrían disminuir la multiplicación viral.

Sin embargo, altos porcentajes de plantas obtenidas por cultivo de meristema (dependiendo la relación virus-hospedero) permanecen infectadas.

La utilización de termoterapia, antes del cultivo *in vitro* del meristema, suele ser mucho más eficiente para la liberación de virus en muchas especies. La termoterapia, que fue el primer método terapéutico usado para la eliminación de los virus de las plantas, se basa en que las plantas pueden sobrevivir a temperaturas más altas que los virus. Las plantas en macetas son mantenidas a temperaturas entre 35-45°C por horas hasta meses, lo cual limita la multiplicación de los virus en los extremos de los brotes en crecimiento. Luego se separan los



ápices de 0.1 a 0.5 mm, los cuales son propagados para desarrollar plantas sanas. Mientras más pequeño sea el ápice que se corta y más largo sea el período que la planta este a temperatura elevada, mayor será la probabilidad de que ella esté libre de virus (Nyland & Gohenn, 1969; Converse, 1994).



**Fotografía 12.** Cultivo in vitro en frutales. Fuente: Raquel Haelterman (IPAVE-CIAP INTA)

## 9. Reflexiones finales

La agricultura enfrenta de forma constante desafíos que la obligan a redefinir diversos elementos que permitan proyectar su avance junto con el de la calidad de vida de la humanidad. Hoy estos desafíos globales están planteados por el aumento productivo con sustentabilidad en un entorno de cambio climático y de crecimiento de la población. La competitividad productiva de la agricultura depende de su capacidad de innovación. La creciente preocupación por la necesidad de aumentar los rendimientos de los cultivos, incrementar el arraigo en las zonas rurales, reducir el impacto ambiental de los productos fitosanitarios e impedir la introducción y propagación de enfermedades cuarentenarias, ha suscitado un gran interés en todo el mundo por desarrollar herramientas científicas y técnicas, acompañadas del diseño de un marco legislativo para la detección temprana de enfermedades. Nuevas tecnologías se desarrollan continuamente para poder paliar esa situación, las cuales muchas veces por falta de inversiones no están al alcance de los países del ALC, que paradójicamente son los principales productores y exportadores de fruta a nivel mundial.

La aparición y dispersión de nuevas plagas y enfermedades, fruto de la intensificación de los intercambios comerciales de los últimos años, ha originado una alarma económica, social y medioambiental sin precedentes. ***En el contexto particular de las enfermedades, su detección temprana en el campo se considera una fuente valiosa de información para ejecutar estrategias adecuadas de manejo y control de enfermedades que permitan prevenir el desarrollo y propagación de los patógenos (Mahlein et al., 2012).***

En una desafortunada coincidencia durante el año internacional de la Sanidad Vegetal, 2020, la pandemia mundial del Covid19 está mostrando al mundo que adoptar medidas preventivas es la



única forma de evitar la introducción y diseminación de devastadoras enfermedades. Esta pandemia ha demostrado que la prevención es siempre mejor que la cura, lo cual aplica tanto para enfermedades de humanos como de plantas.

La producción vegetal es la primera fuente de ingreso de casi la mitad de la población global, y el 80 % del alimento que consumimos. La actual pandemia de Covid19 resalta la necesidad de asegurar que los cultivos sean protegidos de la aparición de enfermedades. Mientras el Covid19 amenaza a la población mundial, estas enfermedades continúan siendo una amenaza para la producción de alimentos. Es particularmente importante en este tiempo donde el mundo está atento a la pandemia que lo asola, no bajar la guardia respecto de la prevención y control de las enfermedades en los cultivos, y recordar que prevenir y tratar las enfermedades de plantas, es sinónimo de mejorar la salud y prosperidad de las personas, especialmente los más vulnerables.

Actualmente, las tendencias de las cadenas de valor de frutas, se encuentran marcadas principalmente por las mayores exigencias de los consumidores. Estos, en los últimos años, han cambiado su forma de valorizar los productos buscando nuevos atributos. De este modo, cambios en las preferencias, gustos y hábitos alientan, en general, el consumo de frutas frescas y en particular, el surgimiento de nichos de mercados como, por ejemplo, specialty foods y alimentos orgánicos. Según la FAO, al prevenir la propagación y la introducción de plagas en nuevas zonas, los gobiernos, agricultores y otros actores de la cadena alimentaria -como el sector privado- pueden ahorrar miles de millones de dólares y garantizar el acceso a alimentos de calidad.

***La información recopilada en este documento del “Estado del Arte” permite visualizar la gran importancia que tiene la fruticultura para las economías de los países del ALC (particularmente para Argentina, Chile, Ecuador y Uruguay) y el grave peligro que representan las principales enfermedades cuarentenarias que azotan esos cultivos. A su vez permite conocer las bases tecnológicas con las que cuentan cada uno de los países para consolidar una “Plataforma permanente para la prevención y detección precoz de enfermedades cuarentenarias en frutales”.***

La generación de este tipo de plataformas, que permitirá desarrollar e incorporar tecnologías accesibles de última generación para la prevención no solamente de las enfermedades cuarentenarias presentes en los países, sino también de futuras posibles introducciones, es sumamente valiosa para la Región. La propuesta además fortalecerá el trabajo conjunto entre países, planteando como estrategia el intercambio de conocimiento entre los investigadores dedicados a la temática, organismos fiscalizadores y demás actores de las cadenas frutícolas.



## Referencias

- AEBE. 2018. Bananotas. Guayaquil. Recuperado de:[http://passthrough.fw-notify.net/download/738688/http://www.aebe.com.ec/wp-content/uploads/2018/05/Bananotas\\_Enero-Febrero\\_18.pdf](http://passthrough.fw-notify.net/download/738688/http://www.aebe.com.ec/wp-content/uploads/2018/05/Bananotas_Enero-Febrero_18.pdf)
- AEBE. 2019. Revista Bananotas. Guayaquil. Enero-Febrero, 2019. N° 134. ISSN 1390-521X. Pp. 52
- Almeida RPP, Blua MJ, Lopes JR; Purcell AH. 2005. Vector transmission of *Xylella fastidiosa*: applying fundamental knowledge to generate disease management strategies. *Annals of the Entomological Society of America* 98, 775–786.
- Altpeter F, Springer NM, Bartley LE, Blechl A, Brutnell TP, Citovsky V, Stewart CN. 2016. Advancing Crop Transformation in the Era of Genome Editing. *The Plant Cell*, tpc.00196.2016. <https://doi.org/10.1105/tpc.16.00196>.
- Al Rwahnih, M., Daubert, S., Golino, D., Islas, C. y Rowhani, A. 2015. Comparison of next-generation sequencing versus biological indexing for the optimal detection of viral pathogens in grapevine. *Phytopathology*, 105(6): 758-763.
- Amanifar N, Taghavi M, Izadpanah K, Babaei G. 2014. Isolation and pathogenicity of *Xylella fastidiosa* from grapevine and almond in Iran. *Phytopathologia Mediterranea* 53(1), 318-327.
- Andersen M.T., Liefting L.W., Havukkala I. and Beever R. 2013. Comparison of the complete genome sequence of two closely related isolates of ‘*Candidatus Phytoplasma australiense*’ reveals genome plasticity. *BMC genomics*, 14:529
- Andersson M, Turesson H, Olsson N, Fälta A-S, Ohlsson P, Gonzalez MN, Samuelsson M, Hofvander P 2018. Genome editing in potato via CRISPR-Cas9 ribonucleoprotein delivery. *Physiologia Plantarum* 164: 378–384.
- Arroyo, H. A., Cabrera C, J., Galán S, V., García, P. J. y Hernández H. J. 1993. El Mal de Panamá:



- recomendaciones técnicas para el cultivo de la platanera en Canarias. Publicaciones de la Secretaría General Técnica, S.L. Gobierno de Canarias, Consejería de Agricultura y Alimentación. Santa Cruz de Tenerife, Canarias. 23 pág
- Atanasoff, 1932. Plum pox. A new virus disease. Yearbook University of Sofia, Faculty of Agriculture, 11, 49–69.
- Atanasoff, D., 1935. Mosaic of stone fruits. *Phytopathol. Z.* 8, 259–284.
- Auger J. 1993. La sharka (Plum Pox Virus), una amenaza latente para los frutales de carozo en Chile. *Aconex* 41: 28-30.
- Auger J, Esterio M. 1995. La sharka (Plum Pox Virus), una amenaza latente para los frutales de carozo en Chile. *Aconex* 47: 25-28.
- Bai X., Zhang J., Ewing A., Miller S. A., Radek A. J., Shevchenko D. V., Tsukerman K., Walunas T., Lapidus A., Campbell J. W. and S. A. Hogenhout. 2006. Living with genome instability: the adaptation of phytoplasmas to diverse environments of their insect and plant hosts. *J. of Bacteriol*, 188(10): 3682-3696.
- Baltes NJ, Gil-Humanes J, Čermák T, Atkins PA, Voytas DF 2014. DNA replicons for plant genome engineering. *Plant Cell* 26:151-63. DOI:10.1105/tpc.113.119792.
- Bancroft, J. 1876. Report of the board appointed to enquire into the cause of disease affecting livestock and plants. In: *Votes and Proceedings 1877*, Vol. 3, Queensland, pp. 1011-1038.
- Barba A., Hadidi A., Candresse T., Cambra M., 2010. Plum pox virus. In: Hadidi, A., Barba, M., Candresse, C. Jelkmann, W. (eds). *Virus and Virus-Like Diseases of Pome and Stone Fruits*. APS Press, St. Paul, MN, USA.
- Baric S and Dalla-Via J. 2004. A new approach to apple proliferation detection: a highly sensitive real-time PCR assay. *J. Microbial Biotech.* 57: 135-145.
- Bertaccini A, Duduk B, Paltrinieri S, Contaldo N. 2014. Phytoplasmas and Phytoplasma Diseases: A Severe Threat to Agriculture. *American Journal of Plant Sciences* 5, 1763-1788.



- Bhardwaj, S.V., Kohosla, K., Sharma, D.R. and Thakur, P.D. 1995. Detection of Plum Pox virus in India. *Acta Hort. (ISHS)* 386:237-240.
- Brlansky, R.H., C.L. Davis, L.W. Timmer, D.S. Howd, and J. Contreras. 1991. Xylem limited bacteria in citrus from Argentina with symptoms of citrus variegated chlorosis. *Phytopathology* 81:1210.
- Brown D.R., May M., Bradbury J.M., Johansson K.-E. 2010. Class I. Mollicutes. In *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology The Bacteroidetes, Spirochaetes, Tenericutes (Mollicutes), Acidobacteria, Fibrobacteres, Fusobacteria, Dictyoglomi, Gemmatimonadetes, Lentisphaerae, Verrucomicrobia, Chlamydiae, and Planctomycetes*. Volume 4, pp140-147.
- Butler NM, Baltés NJ, Voytas DF, Douches DS 2016. Geminivirus-Mediated genome editing in potato (*Solanum tuberosum* L.) using sequence-specific nucleases. *Front Plant Sci* 7:1045. doi: 10.3389/fpls.2016.01045.
- Calari A., Paltrinieri S., Contaldo N., Sakalievá D., Mori N., Duduk B. & Bertaccini A. 2011. Molecular evidence of phytoplasmas in winter oilseed rape, tomato and corn seedlings. *Bull. Insectology*. 64: 157-158.
- Calderón, R.; Navas-Cortés, J.A.; Lucena, C.; Zarco-Tejada, P.J. 2013. High-resolution airborne hyperspectral and thermal imagery for early detection of *Verticillium* wilt of olive using fluorescence, temperature and narrow-band spectral indices. *Remote Sensing of Environment* 139, 231-245.
- Calderón, R.; Montes-Borrego, M.; Landa, B.B.; Navas-Cortés, J.A.; Zarco-Tejada, P.J. 2014. Detection of downy mildew of opium poppy using high-resolution multispectral and thermal imagery acquired with an unmanned aerial vehicle. *Precision Agriculture* 15(6), 639-661.
- Cambra M., Olmos A, Gorris M.T. 2002. Protocol for the diagnosis of quarantine organism. Plum pox virus. EU DIAG PRO. Recuperado de [www.csl.gov.uk](http://www.csl.gov.uk), consultada 15/05/20.



- Cambra, M.; Capote, N.; Myrta, A. and G. Llácer. 2006. Plum pox virus and the estimated costs associated with sharka disease. *Bulletin OEPP/EPPO* 36 (2): 202-204.
- Canavelli, A.; Cafrune, E.; Lunello, P.; Nome, C.; Helquera, M.; Conci, V. 1995. Obtención de plantas de sanidad controlada mediante el cultivo de meristema y sistemas de indexing. *Boletín de divulgación. IFFIVE-INTA*. Pp. 19.
- Capote N., Cambra M., Llácer G., Petter F., Platts L.G., Roy, A.S., Smith I.M., 2006. A review of Plum pox virus/Unerevue du Plum pox virus. In: Van Opstal N. (ed.). *OEPP/EPPO Bulletin* 36 N° 2, ISSN 0250-8052, pp. 201-349. Blackwell Publishing, Paris, France.
- Cesar SA, Rajan V, Prykhozhij SV, Berman JN, Ignacimuthu S. 2016. Insert, remove or replace: A highly advanced genome editing system using CRISPR/Cas9. *Biochimica et Biophysica Acta - Molecular Cell Research* 1863:2334–2344. <https://doi.org/10.1016/j.bbamcr.2016.06.009>.
- Censo Nacional Agropecuario, Argentina 2018. Resultados preliminares. Agricultura. Enero de 2020. Instituto Nacional de Estadística y Censos (INDEC). ISBN 978-950-896-571-4.
- Čermák T, Belanto JJ, Curtin SJ, Starker CG, Gil-Humanes J, Mathre JW, Cegan R, Greenstein RL, Kono TJY, Konečná E, Voytas DF 2017. A multipurpose toolkit to enable advanced genome engineering in plants. *Plant Cell* 29:1196-1217.
- ChileOliva, 2018. Informe Asociación de Productores de Aceite de Oliva.
- Christensen N., Axelsen K., Nicolaisen M., Schulz A. 2005. Phytoplasmas and their interactions with hosts. *Trends Plant Sci.* 10(11): 526-535.
- Cluster Banano. 2018. Recuperado de: <http://banano.ebizar.com/>. Consultado: 10/05/20
- Conci L.; N. Meneguzzi; E. Galdeano; L. Torres; C. Nome and S. Nome. 2005. Detection and molecular characterisation of an alfalfa phytoplasma in Argentina that represents a new subgroup in the 16S rDNA Ash Yellows group ('Candidatus Phytoplasma fraxini'). *Eur. J. of Plant Pathol.* 113:255–265.
- Conci, L.; Saavedra Pons, A.; Guzman, F.; Fernandez, F.; Galdeano, E.; Perez Grosso, T.; Torres, L.; Meneguzzi, N. 2014. Advances in knowledge about phytoplasma diseases in



- Argentina. Chapter 2: The phytoplasmas and phytoplasma vectors in COST FA0807 international Countries. In *Phytoplasmas and Phytoplasma Diseases management: how to reduce their economic impact*. Ed. A. Bertaccini. Bologna, Italia. ISBN 978-88-909922-0-9 pg 288
- CONICYT, Gobierno de Chile, 2016. *El sector frutícola en Chile, Capacidades de investigación y áreas de desarrollo científico-tecnológico*.
- Consejo Federal de Inversiones y Gobierno de la Provincia de Jujuy. (2006) “Agenda de duraznos jujeños: Entorno competitivo y visión estratégica de la producción jujeña de duraznos”
- Consejo Federal de Inversiones, 2020. *Plan Estratégico Olivícola Argentino - PEOA 2020*.
- Constable F., Gibb K. and Symons R. 2003. Seasonal distribution of phytoplasmas in Australian grapevines. *Plant Pathology*. 52: 267-276.
- Converse, R. 1994. La preparación de clones de plantas libres de virus. Conferencia 9, VII Congreso Latinoamericano Fitopatología, 1994
- Cook, D., Taylor, A., Meldrum, R., & Drenth, A. 2015. Potential economic impact of Panama disease (tropical race 4). Springer Berlin Heidelberg, 229. doi:<https://doi.org/10.1007/BF03356557>
- Cordova I., Jones P., Harrison N. & Oropeza C. 2003. In situ PCR detection of phytoplasma DNA in embryos from coconut palms with lethal yellowing disease. *Mol. Plant Pathol*. 2: 99-108.
- COSAVE Recuperado de: <http://www.cosave.org/pagina/ficha-informativa-del-comite-de-sanidad-vegetal-cosave>. Visitada 05-05-20
- COVIAR (Cooperación Vitivinícola Argentina). 2017. *Jornadas Estratégicas*.
- Dal Zotto, A., Ortego J.M., Raigón J.M., Caloggero, S., Rossini, M., Ducasse D.A. 2006. First report in Argentina of Plum pox virus causing sharka disease in Prunus. *Plant Disease* 90: 523.





- Dal Zotto A., Raigon J.M, Rossini M. 2009. Relevamiento de malezas en montes de frutales para la detección del Plum pox virus en la Provincia de San Juan. Actas de las XIII Jornadas fitosanitarias Argentinas E024.
- Dal Zotto A., Porcel, L., Marini D., Rossini M. 2011. Diagnóstico por RT-PCR en TIEMPO REAL de Plum pox virus en *Prunus domestica* L. de Argentina. Fitopatología Colombiana. 35 (1): 127.
- Dal Zotto A., Marini D., Mazzitelli, E, Farrando.R., Raigon J.M., Peña Malavera, A. 2013. Temporal and spatial study of Plum pox virus in Japanese plum from Argentina. 2nd International Symposium on Plum Pox virus. Olomouc, Czech Republic. 3-6 September
- Dal Zotto, A., M. Balzarini, J.M., Raigón J.M., Rossini, M., Ducasse D.A. 2014. Plum pox virus in Japanese plum from Argentina: Serological detection and molecular characterization of an isolate from cv. Red Beauty. Journal of Phytopathology vol. 162: 55-60.
- Davis, R. 2005. Fusarium wilt (Panama disease) of banana. Pest Advisory Leaflet No 42. Secretariat of the Pacific Community. Oceania.
- Davis RE, Zhao Y, Dally EL, Jomantiene R, Lee IM, Wei W, and Kitajima EW. 2012. "Candidatus *Phytoplasma sudamericanum*", a novel taxon, and strain PassWB-Br4, a new subgroup 16SrIII-V phytoplasma, from diseased passion fruit (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa* Deg.). IJSEM, 62, 984–989
- Dicenta, F., Martínez-Gómez, P., Burgos, L., Egea, J., 2000. Inheritance of resistance to plum pox potyvirus (PPV) in apricot, *Prunus armeniaca*. Plant Breed. 119, 161–164.
- Doi Y, Teranaka M, Yora K, Asuyama H. 1967. Mycoplasma or PLT grouplike microorganisms found in the phloem elements of plants infected with mulberry dwarf, potato witches' broom, aster yellows or paulownia witches' broom. Annals Phytopathological Society of Japan 33, 259–266.
- EFSA (European Food Safety Authority). 2018. Scientific report on the update of the *Xylella* spp. host plant database. EFSA Journal 16: 5408, 87 pp.



- EPPO, 2019a. PM 7/24 (4) *Xylella fastidiosa*. EPPO Bulletin 49, 175–227
- EPPO Reporting Service. 2019b. First report of *Xylella fastidiosa* in Israel. N° 6 : 121.
- EPPO (2020) Plum pox virus. EPPO datasheets on pests recommended for regulation.  
Recuperado de: <https://gd.eppo.int>. Accessed April 24, 2020
- Eriksson D, Kershen D, Nepomuceno A, Pogson B, Prieto H, Purnhagen K, Smyth S, Wesseler J, Whelan A. 2019. A comparison of the EU regulatory approach to directed mutagenesis with that of other jurisdictions, consequences for international trade and potential steps forward. *New Phytologist*, 222:1673–1684. DOI: <https://doi.org/10.1111/nph.15627>.
- Facundo R., Quiroga N., Méndez P., Zamorano A., Fiore N. 2017. First Report of 'Candidatus *Phytoplasma pyri*' on Pear in Chile. *Plant Disease*; 101 (5): 830.
- FAO. 2020. Medium-term Outlook: Prospects for global production and trade in bananas and tropical fruits 2019 to 2028. Rome
- FAO. 2019. International Year of Plant Health, 2020: Communication guide. Rome.
- FAOSTAT. 2018. Estadísticas de la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Recuperado de: <http://faostat3.fao.org/home/S>. Consultado: 15/05/20
- FAO, 2004. La economía mundial del Banano 1985-2002. Capítulo 1. Panorama General de la Producción y el Comercio Mundial del Banano. Recuperado de: <http://www.fao.org/3/y5102s/y5102s04.htm#bm04>. Consultado: 20/05/20
- Fernández FD, Guzmán FA, Curzel V, Bejarano N, Conci LR. 2013. Detection and molecular characterization of a phytoplasma affecting *Prunus persica* L. in Jujuy, Argentina. *Eur J Plant Pathol* 135:627–631
- Fernández F; Meneguzzi N; Guzmán F.; Kirschbaum D.; Conci V; Nome C and Conci L. 2015. Detection and identification of a novel 16SrXIII subgroup phytoplasma associated with strawberry red leaf disease in Argentina. *Int J Syst Evol Microbiol* doi: 65(8):2741-7
- Fernández F, Galdeano E, Kornowski M, Arneodo J, Conci L. 2016. Description of 'Candidatus *Phytoplasma meliae*', a phytoplasma associated with Chinaberry (*Melia azedarach* L.)



- yellowing in South America. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* 66 (12), pp. 5244-5251
- Fernández F, Meneguzzi, N. and Conci, L. 2017. Identification of three novel subgroups within the X-disease group associated with strawberry redness disease. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* 67: 753-758
- Fernández, F.D., Marini, D., Farrando, R. and Conci, L.R. (2017b). First report of a 'Candidatus *Phytoplasma pyri*' strain in Argentina. *Australasian Plant Disease Notes*, 12: 8
- Fernández, F.D., Conci, L.R. 2019; "First report of 'Candidatus *Phytoplasma pyri*'-related strain causing pear decline in Argentina". *Crop Protection*. Volume 121, 28-33
- Fernández F, Galdeano E and Conci L. 2020. Phytoplasmas diversity and identification of new aster yellows subgroup (16SrI) associated to weed species in Argentina. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*. Aceptado en Prensa [doi.org/10.1099/ijsem.0.003704](https://doi.org/10.1099/ijsem.0.003704)
- Fernandez Valiela, M.V., and M. Bakarcic. 1963. Escaldadura del borde de las hojas de ciruelo. *Delta del Paraná* 3 (3):39-46.
- Fiore N, Zamorano A, Pino AM .2015a. Identification of phytoplasmas belonging to the ribosomal groups 16SrIII and 16SrV in Chilean grapevines. *Phytopath Moll* 5:32–36.
- Fiore N, Longone V, Gonzalez X, Zamorano A, Pino AM, Quiroga N, Picciau L, Alma A, Paltrinieri S, Contaldo N, Bertaccini A. 2015b. Transmission of 16SrIII-J phytoplasma by *Paratanus exitiosus* (Beamer) leafhopper in grapevine. *Phytopath Moll* 5:543–544.
- Flores, D; de Oliveira A.; Camargo T.; Marques Rezende, J and Bedendo, I. 2015. A new subgroup 16SrVII-D phytoplasma identified in association with erigeron witches' broom. *IJSEM* [doi:10.1099/ijsem.0.000274](https://doi.org/10.1099/ijsem.0.000274)
- Fujiwara, Y., Saito, N., Kasugai, K., Tsukamoto, T. and Aihara, F. 2011. Occurrence and eradication strategies of Plum Pox Virus in Japan. *Acta Hort. (ISHS)* 899:165-170
- Gajardo A, Fiore N, Prodan S, Paltrinieri S, Botti S, Pino AM, Zamorano A, Montealegre J,



- Bertaccini A. 2009. Phytoplasmas associated with grapevine yellows disease in Chile. *Plant Dis* 93:789–796.
- Gajardo A, Botti S, Montealegre J, Fiore N, Bertaccini A. 2003. Survey and phytoplasmas identified in Chilean grapevines.- In: Extended abstracts 14th Meeting of the International Council for the Study of Virus and Virus-like Diseases of the Grapevine (ICVG) - Locorotondo (BA), Italy, pp 85-86.
- Galdeano, E.; Guzmán, F.; Fernandez, F. and Conci, L. 2013. Genetic diversity of 16SrIII group phytoplasmas in Argentina. Predominance of subgroups 16SrIII-J and B and two new subgroups 16SrIII-W and X. *European Journal of Plant Pathology*. 137:753-764. DOI: 10.1007/s10658-013-0285-5.
- Galdeano, E.; Torres, L.; Meneguzzi, N.; Guzmán, F.; Gomez, G.; Docampo, D. and Conci, L. 2004. Molecular Characterization of 16S ribosomal DNA and phylogenetic analysis of two X-disease group phytoplasmas affecting China-tree (*Melia azedarach* L.) and Garlic (*Allium sativum* L.) in Argentina. *Journal of Phytopathology* 152 (3), 174-181
- Galindo Mendoza, M. G., Contreras Servín, C., Aldama Aguilera, C. 2011 *La vigilancia epidemiológica fitosanitaria en México: un acercamiento metodológico*. ISBN: 978-607-7856-40-5.
- Gundersen D.E., Lee I,M, and Davis R,E. 1994. RFLP analyses of ribosomal protein genes reveal strain diversity in MLO 16S rRNA groups I and III. *Phytopathology*, 84:1128.
- Gurr GM, Johnson AC, Ash GJ, Wilson BAL, Ero MM, Pilotti CA, Dewhurst CF and You MS. 2016. Coconut Lethal Yellowing Diseases: A Phytoplasma Threat to Palms of Global Economic and Social Significance. *Front. Plant Sci.* 7:1521.
- Hadidi, A., Flores, R., Candresse, T. y Barba, M. 2016. Next-generation sequencing and genome editing in plant virology. *Frontiers in Microbiology*, 7: 1325.
- Haelterman, R.M.; Nome, C.F.; Docampo, D.M. y Nome, S.F. 1995. Hospedantes de *Xylella fastidiosa*, bacteria causal de la escaldadura del borde de la hoja del almendro (*Prunus amygdalus*). *Rev. de Inv. Agropec. INTA*. 26 (2): 65- 72.



- Haelterman, R.M., P.A. Tolocka, M.E. Roca, F.A. Guzmán, F.D. Fernández and M.L. Otero. 2015. First presumptive diagnosis of *Xylella fastidiosa* causing olive scorch in Argentina. *Journal of Plant Pathology* 97 (2), 391.
- Hamity C., Curzel, V., Bejarano, N., Zapana, N., Fernandez, F., Guzmán, F. y Conci, L. 2017. Avances en el conocimiento de la epidemiología del amarillamiento del duraznero. Cicadélidos vectores”. *Actas del VII Encuentro Latinoamericano de Prunus sin Fronteras*. Pág. 27
- Harrison N.A. 1999. *Phytoplasma Taxonomy*. First Internet Conference on Phytopathogenic Mollicutes. Recuperado de: <http://www.uniud.it/phytoplasma/conf.html>
- Harrison NA, Boa E and Carpio ML. 2003. Characterization of phytoplasmas detected in Chinaberry trees with symptoms of leaf yellowing and decline in Bolivia. *Plant Pathology*, 52, 147–157.
- Herrera, M.G. 1994. Detección de la enfermedad de Sharka (Plum pox virus) en una vieja colección de carozos en la Sub Estación Experimental Los Tilos. *Agricultura Técnica (Chile)* 54:187-191.
- Herrera, M.G., P. Sepúlveda, and M. Madariaga. 1998. Survey of Sharka disease (Plum pox virus) on stone fruit in Chile. *Acta Hortic.* 472:393-399.
- Herrera G, Madariaga M. 2003. Evidencias inmunológicas, microscópicas y moleculares de la presencia de fitoplasmas en vides. *Agricultura Técnica* 63:15-22
- Hodgetts J., Boonham N., Mumford R., Harrison N. & Dickinson M. 2008. Phytoplasma phylogenetics based on analysis of *secA* and 23S rRNA gene sequences for improved resolution of candidate species of *Candidatus Phytoplasma*. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.* 58: 1826-1837.
- Hogenhout, S.A.; Oshima, K.; Ammar, E.-D.; Kakizawa, S.; Kingdom, H.N. and S. Namba. 2008. Phytoplasmas. Bacteria that manipulate plants and insects. *Molecular Plant Pathology*, 9(4):403-423.
- Hopkins, D.L. 2001 . Gram negative bacteria, *Xylella fastidiosa*. In *Laboratory Guide for*



Identification of Plant Pathogenic Bacteria (Prd. ed), edited by N. W. Schaad, J. B. Jones and W. Chun. St Paul (ie).

Hopkins, D.L. and Purcell, A.H. 2002. *Xylella fastidiosa*: cause of Pierce's Disease of Grapevine and Other Emergent Diseases. *Plant Disease* 86 (10): 1056-1066. International Committee on Systematic Bacteriology-Subcommittee on the Taxonomy of Mollicutes. 1997. Minutes of the interim meetings.12 and 18 July 1996, Orlando, Florida, USA. . *Int J Syst Evol Microbiol.* 47:911-914

International Committee on Systematic Bacteriology-Subcommittee on the Taxonomy of Mollicutes. 1997. Minutes of the interim meetings.12 and 18 July 1996, Orlando, Florida, USA. . *Int J Syst Evol Microbiol.* 47:911-914

IRPCM. 2004. 'Candidatus Phytoplasma', a taxon for the wall-less, non-helical prokaryotes that colonise plant phloem and insects. *Int. J. System. Evol. Microbiol.* 54, 1243–1255. doi: 10.1099/ij.s.0.02854-0

James, D., Varga, A., Sanderson, D. 2013. Genetic diversity of Plum pox virus: Strains, disease and related challenges for control. *Can. J. Plant Pathology.* 35:431-441.

James, D., Sanderson, D., Varga, A., Sheveleva, A. Chirkov, S. 2016. Genome Sequence Analysis of New Isolates of the Winona Strain of Plum pox virus and the First Definitive Evidence of Intrastrain Recombination Events. *Phytopathology* Vol. 106, No. 4 407-416.

Janse, J.D. and Obradovic, A. 2010. *Xylella fastidiosa*: its biology, diagnosis, control and risks. *Journal of Plant Pathology* 92(1 Suppl), S135–S248.

Jinek M, Chylinski K, Fonfara I, Hauer M, Doudna JA, Charpentier E. 2012. A programmable dual-RNA-guided DNA endonuclease in adaptive bacterial immunity. *Science* 337:816-21. doi: 10.1126/science.1225829.

Kitajima, E.W.; Bakarcic, M. and Fernandez Valiela. 1975. Association of Rickettsialike bacteria with Plum Leaf Scald Disease. *Phytopathology* 65: 476- 478.

Kogovsek P, J. Hodgetts, J. Hall, N. Prezelj, P. Nikolic, N. Mehle, et al 2015. LAMP assay and rapid sample preparation method for on-site detection of flavescence doree



- phytoplasma in grapevine. *Plant Pathology* 64, 286–296
- Kube, M.; Schneider, B.; Kuhl, H.; Dandekar, T.; Heitmann, K.; Migdoll, A. M.; Reinhart, R. and E. Seemüller. 2008. The linear chromosome of the plantpathogenic mycoplasma 'Candidatus *Phytoplasma mali*'. *BMC Genomics*, 9:306
- Kumari S, Nagendran K, Rai AB, Singh B, Rao GP and Bertaccini A 2019. Global Status of Phytoplasma Diseases in Vegetable Crops. *Front. Microbiol.* 10:1349. doi: 10.3389/fmicb.2019.01349
- Lara F, D. F. 2009. Uso de bacterias endofíticas para el control biológico del Mal de Panamá (*Fusarium oxysporum* f. sp. cubense) en el cultivar Gros Michael (AAA). Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Tesis de Maestría. 59 p.
- Lee IM, Hammond RW, Davis RE and Gundersen DE. 1993. Universal amplification and analysis of pathogen 16S rDNA for classification and identification of MLOs. *Phytopathology* 83:834–842.
- Lee, I.; Davis, R. y Gundersen-Rindal, D. 2000. Phytoplasma: Phytopathogenic Mollicutes. *Ann. Rev. Microbiol.* 54: 221-255
- Leong S. K., Ltiffah, Z., and Baharuddin S. 2009. Molecular characterization of *Fusarium oxysporum* f. sp. cubense of banana. *American Journal of Applied sciences* 6 (7):1301-1307.
- Leu, L. and Su, C.C. 1993. Isolation, cultivation and pathogenicity of *Xylella fastidiosa*, the causal bacterium of pear leaf scald in Taiwan. *Plant Dis.* 77: 642- 646.
- Levy, L., Damsteegt, V., Scorza, R. and Kolber, M. 2000. Plum Pox Potyvirus Disease of Stone Fruits. *APSnet Features*. Online. doi: 10.1094/APSnetFeature-2000-0300
- Lim PO and Sears BB. 1989. 16S rRNA sequence indicates that plant-pathogenic mycoplasma-like organisms are evolutionarily distinct from animal mycoplasmas. *J Bacteriol.* 171(11):5901-5906.
- Loconsole, G., Potere, O., Boscia, D., Altamura, G., Djelouah, K., Elbeaino, T., Frasherì, D., Lorusso, D., Palmisano, F., Pollastro, P., Silletti, M.R., Trisciuzzi, N., Valentini, F., Savino,



- V. y Saponari, M. 2014. Detection of *Xylella fastidiosa* in olive trees by molecular and serological methods. *Journal of Plant Pathology*, 96 (1): 1-8.
- Longone V, Gonzáles F, Zamorano A, Pino AM, Araya J, Díaz V, Paltrinieri S, Calari A, Bertaccini A, Picciau L, Alma A, Fiore N. 2011. Epidemiological aspects of phytoplasmas in Chilean grapevines. *Bull of Insectol* 64 (Suppl):S91-S92.
- Lusser M, Parisi C, Plan D, Rodriguez-Cerezo E. 2012. Deployment of new biotechnologies in plant breeding. *Nat Biotechnol* 30:231–239
- Maeso, D.C. 2014. El decaimiento del peral: un problema adicional en ciertas combinaciones de variedad-portainjerto. *Revista INIA* 37:51-54.
- Magdama, F. 2019. FUSARIUM OXYSPORUM - EL HONGO MÁS TEMIDO EN LA. Ecuador es Calidad, 19. Recuperado de: <http://revistaecuadrescoalidad.agrocalidad.gob.ec/revistaecuadrescoalidad/index.php/revista/article/download/61/137>
- Mahlein, A.-K.; Oerke, E.-C.; Steiner, U.; Dehne, H.-W. 2012. Recent advances in sensing plant diseases for precision crop protection. *European Journal of Plant Pathology* 133, 197-209.
- Malnoy M, Viola R, Jung M-H, Koo O-J, Kim S, Kim J-S, Velasco R, Kanchiswamy CN 2016. DNA-free genetically edited grapevine and apple protoplast using CRISPR/Cas9 ribonucleoproteins. *Front Plant Sci* 7:1904. doi:10.3389/fpls.2016.01904.
- Manimekalai R., Nair S. & Soumya V. 2014. Evidence of 16SrXI group phytoplasma DNA in embryos of root wilt diseased coconut palms. *Austral.plantpathology*. 43: 93-96.
- Manzo S, G. 2013. Epidemiología y manejo del mal de Panamá (*Fusarium oxysporum* f. sp. cubense) Raza 4 Tropical. In: XL Congreso Nacional y XV Congreso Internacional de la Sociedad Mexicana de Fitopatología. 36-37 pp.
- Marco-Noales, E.; Landa, B.B. y López, M.M. 2017. *Xylella fastidiosa* y las enfermedades que causa. Un problema global. En: Landa, B.B.; Marco-Noales, E. y López, M.M. ed. : *Enfermedades causadas por Xylella fastidiosa*. Ed. Cajamar Caja Rural. 19-45.





- Marcone, C. 2014. Molecular biology and pathogenicity of phytoplasmas. *Ann Appl Biol* 165 199–221
- Marini D.; Farrando R.; Ojeda M. E.; Dal Zotto A. 2012a. Preliminary results on studies of resistance to Plum Pox Virus-D in *Prunus* in Argentina. *Petria Journal of Plant Pathology*.: ICVF. 2012 vol.22 n°3. p123 - 125. issn 1120-7698.
- Marini D.; Farrando R.; Ojeda M. E.; Porcel L. 2012b. Evidencias de la no transmisibilidad del virus del Sharka a través de semillas en ciruelo europeo (*Prunus domestica L.*) en Argentina. *Revista Análisis de Semillas*.: INASE. 2012. vol.1 n°21. p88 - 91. issn 1851-9415.
- Marini, D.B.; Farrando, R.J.; Ojeda, M.E. 2012c. Sistema de certificación de plantas madres de frutales de carozo (*Prunus sp.*) en Mendoza. *Análisis de Semillas*. Nº 21, Vol. 1, Tomo 6. Pgs. 84-87
- Marini D.; Rossini M.; Dal Zotto A.; Porcel L. 2015a Frutales de carozo. Capítulo: *Plum Pox virus* (sharka).. *Plagas cuarentenarias de frutales de la República Argentina. Avances en los resultados*. : INTA.. p75 - 89. isbn 978-987-521-627-3
- Marini D.; Farrando R.; Porcel L.; Ojeda M.E. 2015b. Monitoring of Plum Pox Virus Concentration at Different Plant Heights throughout the Year in Prunes (*Prunus domestica*) in Argentina. *Acta Horticulturae*: ISHS. 2015 vol. n°1063. p177 - 183. issn 0567-7572.
- Marini D.; Farrando R.; Ojeda M.E., Porcel L., Lucero V., Pigliónico D. y Picca C. 2019. Estudio de sensibilidad de seis genotipos de *Prunus* a la enfermedad del Sharka, en invernadero de condiciones controladas en Mendoza, Argentina. VIII Encuentro Latinoamericano *Prunus sin Fronteras*, 6 al 8 de noviembre de 2019 en INIA Las Brujas, Canelones, Uruguay.
- Matthews R, Hull R. 2002. Replication II: Viruses with Single-Stranded Positive Sense RNA Genomes. In: *Plant Virology*. 4th edn. Academic Press, Inc. San Diego, CA, US.
- Mazyad, H. M., Nakhla, M.K., Abo Elela, A., and El Hammady, M.H. 1992. Occurrence of plum



- pox (sharka) virus on stone fruit trees in Egypt. *Acta Hort.* 309: 119-124.
- Mazzitelli, M. E.; Dal Zotto, A.; Pigliónico, D.; Farrando, R.; Porcel, L.; Ojeda, M. E.; Raigón, J. M.; Marini, D. 2020. Predominant Aphid Species (*Hemiptera: Aphididae*) and Seasonal Dynamics of Populations of Potential Plum Pox Virus Vectors in Argentinean Prune and Peach Orchards. *Australasian plant pathology* (submitted).
- MGAP-DIEA. (2016). Encuesta frutícola de hoja caduca. Zafra 2016. Serie Encuestas N° 338. [http://www.mgap.gub.uy/sites/default/files/encuesta\\_fruticola\\_de\\_hoja\\_caduca\\_zafra\\_2016\\_1.pdf](http://www.mgap.gub.uy/sites/default/files/encuesta_fruticola_de_hoja_caduca_zafra_2016_1.pdf)
- Ministerio de Comercio Exterior. 2017. Informe sector Bananero ecuatoriano. Recuperado de: <https://www.comercioexterior.gob.ec/wp-content/uploads/2017/12/Informe-sector-bananero-español-04dic17.pdf>
- Ministerio de la Producción de la Provincia de Jujuy. 2010. Plan Estratégico Productivo de Jujuy 2011-2020. Sección 4, Sector Frutícola. 157-167 pp
- Ministerio de producción de Río Negro, Argentina, 2019. Informe producción y comercialización de Peras.
- Ministerio de Producción y Trabajo, Argentina, 2019. CADENA de DURAZNO PARA INDUSTRIA – RESUMEN.
- Mojica F.J.M., Garrett R.A. 2013. Discovery and Seminal Developments in the CRISPR field . In: *CRISPR-Cas Systems: RNA-mediated adaptive immunity in Bacteria and Archaea*. Barrangou, R. and van der Oost, J. (Eds.) Springer-Verlag Berlin Heidelberg. Cap1. pp 1-31. ISBN 978-3-642-34656-9; DOI: 10.1007/978-3-642-34657-6\_1.
- Molina, 2009. Estado de la incidencia en Asia del marchitamiento por raza tropical 4 de *Fusarium* en el cultivo de banano. 9-11 pp. In: Reunión de grupos de interés sobre los riesgos de la raza tropical 4 de *Fusarium*, BBTV y otras plagas de musáceas para la región del OIRSA, América Latina y el Caribe 29-31 de julio de 2009.
- Molina AB, Sinohin VG, and Baroña MLJ. 2010. Status of Tropical race 4 of Panama Wilt in Asia. *Bioversity International*.



- Montano, H.; Davis, R.; Dally, E.; Pimentel, J. and Brioso, P. 2000. Identification and phylogenetic analysis of a new phytoplasma from diseased chayote in Brazil. *Plant Dis.* 84:429-436
- Moore, N. Y., Bentley, S., Pegg, K. G., and Jones D. R. 1995. Fusarium wilt of banana. *Musa Disease Fact Sheet No. 5. International Network for the Improvement of Bananan and Plantain (INIBAP). Montpellier, Cedex 5, France. 4.page*
- Mor TS, Moon YS, Palmer KE, Mason HS 2003. Geminivirus vectors for high-level expression of foreign proteins in plant cells. *Biotechnol Bioeng* 81:430-437.
- Muentes, C., Delgado, R., Reyes, W., Aycart, J., & Magdama, F. 2017. El Comité Interinstitucional para la Prevención del Ingreso de la Raza 4 Tropical de *f. Oxysporum f. sp. cubense* al Ecuador: Avances y Perspectivas. IV Congreso Latinoamericano y del caribe de Plátanos y Bananos XVIII Congreso Nacional Mexicano de Productores de Plátano XII Reunión del Comité Directivo de MUSALAC, Recuperado de 34. Recuperado de:  
[https://www.researchgate.net/publication/330224785\\_MEMORIA\\_TECNOLOGICA\\_Y\\_CIENTIFICA\\_IV\\_Congreso\\_Latinoamericano\\_y\\_del\\_Caribe\\_de\\_Platanos\\_y\\_Bananos\\_XVIII\\_Congreso\\_Nacional\\_Mexicano\\_de\\_Productores\\_de\\_Platano\\_XII\\_Reunion\\_del\\_Comite\\_Directivo\\_de\\_MUSALAC](https://www.researchgate.net/publication/330224785_MEMORIA_TECNOLOGICA_Y_CIENTIFICA_IV_Congreso_Latinoamericano_y_del_Caribe_de_Platanos_y_Bananos_XVIII_Congreso_Nacional_Mexicano_de_Productores_de_Platano_XII_Reunion_del_Comite_Directivo_de_MUSALAC)
- Navratil, M., Safarova, D., Karesova, R. and Petrzik, K. (2006), Plum pox virus (PPV) in China. *EPPO Bulletin*, 36:207.
- Nejat N., Vadamalai G., Davis R.E., Harrison N.A., Sijam K., Dickinson M., Abdullah S.N.A., and Zhao Y. 2013. ‘*Candidatus Phytoplasma malaysianum*’, a novel taxon associated with virescence and phyllody of Madagascar periwinkle (*Catharanthus roseus*). *Int J Syst Evol Microbiol*, 63: 540–548.
- Nemeth, M. 1986. Virus diseases of stone fruit trees. In: Nemeth, M. *Virus, mycoplasma and rickettsia diseases of fruit trees*. Martinus Nijhoff Publishers, Akademiai Kiado, Budapest, Hungary. Pp. 841



- Nipah J., Jones P. & Dickinson M. 2007. Detection of lethal yellowing in embryos from coconut palms infected with Cape St. Paul wilt disease in Ghana. *Plant Pathology*. 56: 777-784
- Noelting MC, Ferreira J, Galvão SR, et al. *Amaranthus caudatus* subsp. *mantegazzianus*: A new host of 'Candidatus *Phytoplasma hispanicum*' (subgroup 16Sr XIII-A). *J Phytopathol*. 2019; 00:1–6. <https://doi.org/10.1111/jph.12852>
- Nome, S.F., R. M. Haelterman, D.M. Docampo, A.G. Prativiera, and L. del V. Di Feo. 1992. Escaldadura de las hojas del almendro en Argentina. *Fitopat. Bras.* 17: 57-60.
- Notomi, T., Okayama, H., Masubuchi, H., Yonekawa, T., Watanabe, K., Amino, N., Hase, T. 2000. Loop-mediated isothermal amplification of DNA, *Nucleic Acids Research*, Volume 28, Issue 12, , Page 63, <https://doi.org/10.1093/nar/28.12.e63>
- Nunney L, Schuenzel EL, Scally M, Bromley RE & Stouthamer R. 2014. Large-scale intersubspecific recombination in the plantpathogenic bacterium *Xylella fastidiosa* is associated with the host shift to mulberry. *Applied and Environmental Microbiology* 80: 3025–3033.
- Nyland, G. & Gohenn, A. 1969. Heat therapy of virus diseases of perennial plants. *Annual review of Phytopathology* 7: 331-354.
- Oficina de Planificación y Política Agropecuaria (Opypa) del MGAP, Uruguay. 2019. Anuario, edición N° 27.
- OIRSA, 2017. Plan de contingencia ante un brote de la raza 4 Tropical de *fusarium oxysporum* f. sp. cubense. En un país de la región del OIRSA. Versión 2. Pp. 190.
- Olmos, A., Boonham, N., Candresse, T., Gentit, P., Giovani, B., Kutnjak, D., Liefiting, L., et al. 2018. High-throughput sequencing technologies for plant pest diagnosis: challenges and opportunities. *EPPO Bulletin*, 48: 219–224.
- Organización Internacional de la Viña y el Vino. 2019. BALANCE DE LA OIV SOBRE LA SITUACIÓN VITIVINÍCOLA MUNDIAL. Nota de Prensa.
- Oshima, K.; Kakizawa, S.; Nishigawa, H.; Jung, H.-Y.; Wei, W.; Suzuki, S.; Arashida, R.; Nakata, D.; Miyata, S.-I.; Ugaki, M. and S. Namba. . 2004. Reductive evolution suggested from



- the complete genome sequence of a plant-pathogenic phytoplasma. *Nature Genetics*, 36(1): 27-29.
- Oshima K, Maejima K and Namba S 2013. Genomic and evolutionary aspects of phytoplasmas. *Front. Microbiol.* 4:230
- Pérez-López, E.; Luna-Rodríguez, M., Olivier, C y Dumonceaux, T. 2016. The underestimated diversity of phytoplasmas in Latin America. *Int J Syst Evol Microbiol.* 66(1):492-513. doi: 10.1099/ijsem.0.000726
- Pérez- Vicente, L., M. A. Dita., Martínez- de la Parte, E. 2014. Technical Manual Prevention and diagnostic of Fusarium Wilt (Panama disease) of banana caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* Tropical Race 4 (TR4). Food and Agriculture Organization of The United Nations (FAO). Prepared for the Regional Workshop on the Diagnosis of Fusarium Wilt (Panama disease) caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* Tropical Race 4: Mitigating the Threat and Preventing its Spread in the Caribbean.
- Peyret H, Lomonossoff GP 2015. When plant virology met Agrobacterium: the rise of the deconstructed clones. *Plant Biotechnology Journal* 13:1121-1135.
- Pigliónico D. 2018. “Sharka y fitoplasmas: identificación, epidemiología y caracterización molecular de enfermedades emergentes cuarentenarias en frutales de carozo en Mendoza”. Informe anual de avance de tesis doctoral, doctorado en agronomía, Universidad Nacional de Cuyo.
- Pigliónico D., Marini D., Ojeda M.E., Lucero V., Farrando R., Porcel L.y Picca C. 2019. Primera detección de *Plum Pox Virus* en planta ornamental Corona de novia *Spiraea* sp. VIII Encuentro Latinoamericano Prunus sin Fronteras, 6 al 8 de noviembre de 2019 en INIA Las Brujas, Canelones, Uruguay.
- Ploetz, R. C. and Pegg, K. G. 1997. Fusarium wilt of banana and Wallace’s line: Was the disease originally restricted to his Indo- Malayan region?. *Australasian Plant Path.* 24: 38-43.
- Ploetz, R. C. 2006. Fusarium wilt of banana is caused by several pathogens referred to as *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. *Phytopathology* 96:653-656.



- Prieto H, Miccono M, Aguirre C, Sánchez E, Castro Á. 2019. Grape biotechnology: past, present, and future. In: The Grape Genome – Compendium of Plant Genomes series, Cantú D and Walker A (eds.).
- PRO ECUADOR. 2018. El mercado del plátano verde en la UE. Retrieved June 27, 2019, Recuperado de: <https://www.proecuador.gob.ec/el-mercado-del-platano-verde-en-la-ue/>
- PROMUSA. (2019). Recuperado de: <http://www.promusa.org/Tropical+race+4+-+TR4#Distribution>
- Puchta H, Fauser F. 2014. Synthetic nucleases for genome engineering in plants: Prospects for a bright future. *Plant Journal*, 78(5), 727–741. <https://doi.org/10.1111/tpj.12338>
- Purcell, A.H. and Hopkins, D.L. 1996. . Fastidious xylem-limited bacterial plant pathogens. *Ann. Rev. of Phytopatology* 34: 131- 151.
- Quiroga N, González X, Zamorano A, Pino AM, Picciau L, Alma A, Paltrinieri S, Contaldo N, Bertaccini A, Fiore N. 2015. Transmission of 16SrIII-J phytoplasma by *Bergallia valdiviana* Berg 1881 leafhopper. *Phytopath Moll* 5(1-Suppl):S47–S48.
- Quiroga N., Longone V, González X, Zamorano A, Pino AM, Picciau L, Alma A, Paltrinieri S, Contaldo N, Bertaccini A, Fiore N. 2018a. Transmission of 16SrIII-J phytoplasmas by *Paratanus exitiosus* (Beamer) and *Bergallia valdiviana* Berg 1881 leafhoppers. *Phytopath. Medit.* (submitted).
- Quiroga, N., Batlle, A., Laviña, A., Maeso, D., Conci, L., Fernández, F., Sousa, E. and Fiore, N. 2018b. Phytoplasmas infecting pome and stone fruits in South America and Iberian peninsula. *Phytopathogenic Mollicutes Vol. 8 (2):* 63-68.
- Randall, J. J.; Goldberg, N.P.; Kemp, J.D.; Radionenko, M.; French, J.M.; Olsen, M.W. and Hanson, S.F. 2009. Genetic Analysis of a Novel *Xylella fastidiosa* Subspecies Found in the Southwestern United States. *Appl Environ Microbiol.* 75(17): 5631–5638.
- Rao G., Bertaccini A., Fiore N., Liefting L. 2018. *Phytoplasmas: Plant Pathogenic Bacteria – I Characterisation and Epidemiology of Phytoplasma - Associated Diseases.* Springer



- Nature. Pp. 345. ISBN 978-981-13-0118-6 ISBN 978-981-13-0119-3 (eBook) .  
<https://doi.org/10.1007/978-981-13-0119-3>
- Rybicki EP, Martin DP 2014. Virus-derived ssDNA vectors for the expression of foreign proteins in plants. *Current Topics in Microbiology and Immunology* 375:19–45.
- Roca, ME; Tolocka, P.A.; Otero, M.L.; Pérez, J.C. y Haelterman, R.M. 2014. Primera detección de *Xylella fastidiosa* en olivares de los departamentos Arauco y Castro Barros (La Rioja). III Congreso Argentino de Fitopatología. San Miguel de Tucumán, junio, Pp 169.
- Rosales, M., P. Hinrichsen, and G. Herrera. 1998. Molecular characterization of Plum pox virus isolated from apricots, plums and peaches in Chile. *Acta Hort.* 472:401-405.
- Rossini, M.; Wagner, F.; Emili, S.; Ascuito, K.; Marini, D.; Porcel, L.; Raigón, J.; Arroyo, L.; Dal Zotto, A. 2009. Monitoreo de Sharka en las regiones productoras de frutas de carozo de argentina. XIII Jornadas Fito-sanitarias Argentinas, Termas de Río Hondo, Sgo. del Estero. Octubre 2009.
- Rossini, M., Wagner, F., Ascuito, K. , Marini, D. , Porcel, L., Dal Zotto, A., Manna, M.E. , Belgorodsky, L. , Giayetto, A. , Arroyo, L. , Farrando, R. , Antenucci, M. y Ojeda, M. E. 2012. Situación de la Sharka en Argentina. *Análisis de semillas* nº 21, vol 1, tomo 6
- Rott, M., Xiang, Y., Boyes, I., Belton, M., Saeed, H., Kesanakurti, P., Hayes, S., et al. 2017. Application of next generation sequencing for diagnostic testing of tree fruit viruses and viroids. *Plant Disease*, 101: 1489-1499.
- Rubio, J., Sánchez, E., Tricon, D. et al. 2019. Silencing of one copy of the translation initiation factor eIFiso4G in Japanese plum (*Prunus salicina*) impacts susceptibility to Plum pox virus (PPV) and small RNA production. *BMC Plant Biol* 19, 440.  
<https://doi.org/10.1186/s12870-019-2047-9>
- Sander JD, Joung JK. 2014. CRISPR-Cas systems for editing, regulating and targeting genomes. *Nature Biotechnology* 32:347–55. <https://doi.org/10.1038/nbt.2842>
- Saponari, M.; Boscia, D.; Nigro, F. y Martelli, G. P. 2013. Identification of DNA sequences related to *Xylella fastidiosa* in oleander, almond and olive trees exhibiting leaf scorch



- symptoms in Apulia (Southern Italy). *Journal of Plant Pathology* 95: 668.
- Sardaro, R.; Acciani, C.; De Gennaro, B. C.; Fucilli, V. y Roselli, L. 2015. Economic and landscape impact assessment of the disease caused by *Xylella fastidiosa* to olive growing in the Salento area (southern Italy); en Castellini, A. y Devenuto, L., eds.: *Il Danno. Elementi Giuridici, Urbanistici e Economico-Estimativi*. Italia, Mantova, Universitas Studiorum; pp. 345-372.
- Schaad, N. W.; Postnikova, E.; Lacy, G.; Fatmi, M. y Chang, C. J. 2004. *Xylella fastidiosa* subspecies: *X. fastidiosa* subsp. *piercei* subsp. nov., *X. fastidiosa* subsp. *multiplex* subsp. nov., *X. fastidiosa* subsp. *pauca* subsp. Nov. *Syst. Appl. Microbiol.* 27: 290-300.
- Schuenzel, E.; Scally, M.; Stouthamer, R. y Nunney, L. 2005. A multilocus phylogenetic study of clonal diversity and divergence in North American strains of the plant pathogen *Xylella fastidiosa*. *Appl. Environ. Microbiol.* 71: 3832-3839.
- Shang Q, Wang Y, Li J, Gao C. 2014. Genome editing in rice and wheat using the CRISPR/Cas system. *Nat Protoc* 9:2395-2410. doi: 10.1038/nprot.2014.157.
- Slavin, J.L. and Lloyd, B. 2012. Health Benefits of Fruits and Vegetables. *Advances in Nutrition*, 3, 506-516.
- Secretaría de Agroindustria; Ministerio de Producción y Trabajo, Presidencia de la Nación, Argentina, 2019a. Cadena de valor de durazno de industria. Abril, 2019.
- Secretaría de Agroindustria; Ministerio de Producción y Trabajo, Presidencia de la Nación, Argentina, 2019b. Cadena de valor del ciruelo para industria. Febrero, 2019.
- Secretaría de Política Económica; Ministerio de Hacienda, Presidencia de la Nación, Argentina, 2017. Cadena de valor manzana y pera. AÑO 2 - N° 23.
- Secretaría de Política Económica; Ministerio de Hacienda Presidencia de la Nación, Argentina, 2018. Cadena de Valor Olivícola. Marzo 2018
- SENASICA. (2016). Ficha Técnica No. 2 Mal de Panamá *Fusarium oxysporum* Raza 4. Ficha Técnica, Ciudad de México. Recuperado de: <http://www.cesaveson.com/files/4783b53bb35607477e41dc45be6e7062.pdf>.





Consultado: 14/04/20

- Sovová T, Kerins G, Demnerová K, Ovesná J. 2017. Genome editing with engineered nucleases in economically important animals and plants: State of the art in the research pipeline. *Curr Issues Mol Biol* 21:41-62.
- Stover, R. H. 1968. Banana Root Diseases Caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*, *Pseudomonas solanacearum*, and *Radopholus similis*: A Comparative study of Life Cycles in Relation to Control. In: International Symposium on Factors Determining the Behavior of Plant Pathogens in Soil. (1968, London, England). 1970. Proceedings. Eds. T.A. Toussoun; R.V. Bega; P.E., Nelson. Los Angeles, London. University of California. 252 p.
- Su, H. J. Hwang, S. C., and Ko, W.H. 1986. Fusarial wilt of Cavendish bananas in Taiwán. *Plant Disease*, 70 (9): 814-818.
- Su, C. C.; Deng, W. L.; Jan, F. J.; Chang, C. J.; Huang, H.; Shih, H. T. and Chene, J. 2016. *Xylella taiwanensis* sp. nov., causing pear leaf scorch disease. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.* 66: 4766-4771.
- Sugio A., Kingdom H.N., McLean A., Grieve V. and Hogenhout, S. 2011a. Phytoplasma protein effector SAP11 enhances insect vector reproduction by manipulating plant development and defense hormone biosynthesis. *PNAS*, 108 (48):E1254–E1263
- Sugio A., MacLlean A.M., Kingdom H.N., Grieve V.M., Manimekalai R. and Hogenhout, S.A. 2011b. Diverse targets of phytoplasma effectors: from plant development to defense against insects. *Annual Review of Phytopathology*, 49: 175–195.
- Sugio, A. and Hogenhout, S.A. 2012. The Genome Biology of Phytoplasma: Modulators of Plants and Insects. *Current Opinion in Microbiology*, 15, 247-254.
- Thompson, D.; McCann, M.; MacLeod, M.; Lye, D.; Green, M. and D. James. 2001. First Report of Plum Pox Potyvirus in Ontario, Canada. *Disease notes, Plant Disease*, 85 (1): 97.
- Thurston, HD. 1989. Enfermedades de cultivos en el trópico. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE), Turrialba, Costa Rica. Pág. 118-124.



- Todo El Campo. 2018. Recuperado de: <http://www.todoelcampo.com.uy/vinicultura-84>. Consultado: 15/05/20
- Tolocka, P. A.; Mattio, M.F.; Otero, M. L.; Paccioretti, M. D.; Roca, M. E.; Guzmán F.A.; Haelterman R.M. 2017(a). Nueva secuencia tipo de *Xylella fastidiosa* subsp. *pauca* ST78, obtenida de un aislamiento de almendro de Argentina. IV Congreso Argentino de Fitopatología. Mendoza., Pp. 177.
- Tolocka, P. A.; Mattio, M.F.; Otero, M. L.; Paccioretti, M. D.; Roca, M.; Guzmán F.A.; Haelterman R.M. 2017(b). *Xylella fastidiosa* subsp. *pauca* ST69, detectada en cítricos argentinos. IV Congreso Argentino de Fitopatología. Mendoza., Pp. 180.
- Tolocka, P. A.; Mattio, M.F.; Otero, M. L.; Paccioretti, M. D.; Roca, M.; Guzmán F.A.; Haelterman R.M. 2017(c). *Xylella fastidiosa* subsp. *pauca* ST69, detectada en cítricos argentinos. IV Congreso Argentino de Fitopatología. Mendoza., Pp. 180.
- Tolocka, P.A.; Mattio, M.F.; Paccioretti, M.A.; Otero, M.L.; Roca, M.E.; Guzmán, F.A. and Haelterman, R.M. 2017(d). *Xylella fastidiosa* subsp *pauca* ST69 in olive in Argentina. *Journal of Plant Pathology*, Vol.99 (3), 803.
- Tolocka, P. A.; Mattio, M.F.; Otero, M. L.; Paccioretti, M. D.; Roca, M.; Guzmán, F.A. y Haelterman, R. M. 2018. Variante genética de *Xylella fastidiosa* en olivo (*Olea europaea* L.) de Córdoba y Catamarca. 40 Congreso Argentino de Horticultura. Córdoba, Pp. 357
- Toranzo, J. 2016. Producción mundial de manzanas y peras. - 1a ed. - Allen Río Negro: Ediciones INTA, 2016. Libro digital, PDF. ISBN 978-987-521-696-9
- Toruño, T., Music, M., Simi, S., Nicolaisen, M. and Hogenhout, S. 2010. *Phytoplasma* PMU1 exists as linear chromosomal and circular extrachromosomal elements and has enhanced expression in insect vectors compared with plant hosts. *Mol Microbiol.* 77, 1406–1415.doi: 10.1111/j.1365-2958.2010.07296.x
- Tran-Nguyen, L.; Kube, M.; Schneider, B.; Reinhardt, R. and K. Gibb. 2008. Comparative genome analysis of ‘*Candidatus Phytoplasma australeinse*’ (subgroup tuf-Australia I; rp-



- A) and 'Ca. *Phytoplasma astris*' strains OY-M and AY-WB. *Journal of Bacteriology*, 190(11): 3979-3991
- Tumber, K. P.; Alston, J. M.; Fuller, K. B. y Lapsley, J. T. 2012. The costs of Pierce's Disease in the California grape and wine Industry. Draft Working Paper. California Davis, The University of California at Davis, Department of Agricultural and Resource Economics
- USDA, 2019. Foreign Agricultural Service. Office of Global Analysis. Fresh Apples, Grapes, and Pears: World Markets and Trade. Recuperado de: <https://usda.library.cornell.edu/concern/publications/1z40ks800?locale=en>. Consultado: 10/05/20.
- Von Baczko, O.H.; Aguirre, F.; Roca, M. E.; Battaglia, M.J.; Flores, F.; Kroneberger, E.; Tolocka, P. A.; Paccioretti, M.; Haelterman, R.M. 2017. Monitoreo de *Xylella fastidiosa* en zonas olivícolas de Argentina. IV Congreso Argentino de Fitopatología. Mendoza., Pp. 168.
- Wei W., Davis R.E., Lee I.M. and Zhao Y. 2007. Computer simulated RFLP analysis of 16S rRNA genes: identification of ten new phytoplasma groups. *Int J Syst Bacteriol*, 57: 1855-1867.
- Weintraub P. and Beanland L. 2006. Insect vectors of phytoplasmas. *Annu. Rev. Entomol.* 51: 91-111. Weintraub P., Wilson M. & Jones P. 2010. Control of phytoplasma diseases and vectors. In: *Phytoplasmas: genomes, plant hosts and vectors*
- Weintraub, P. and P. Jones. 2010. *Phytoplasmas. Genomes, Plant hosts and vectors*. CAB International. ISBN 978-1-84593-530-6. pp329
- Wells, J.M., Raju, B.C., Hung, H.Y., Weisburg, W.G., Mandeco, P., L. y Brenner, D.J. 1987. *Xylella fastidiosa* gen. nov., sp. nov.: gram-negative, xylem-limited, fastidious plant bacteria related to *Xanthomonas* spp. *International Journal of Systematic Bacteriology*, 37:136- 143.
- Whitcomb R. and Tully J. 1989. *Plant Diseases Associated with Mycoplasma-like Organisms*. Academic Press, New York. Pp. 546-640
- Woese C.R., Maniloff J. and Zablen L.B. 1980. Phylogenetic analysis of the mycoplasmas. *PNAS*,



77:494-498.

Zamorano A, Fiore N. 2016. Draft genome sequence of 16SrIII-J phytoplasma, a plant pathogenic bacterium with a broad spectrum of hosts. *Gen Announc* 4(3):e00602-16.

Zarco-Tejada, P.J.; González-Dugo, V.; Berni, J.A.J. 2012. Fluorescence, temperature and narrow-band indices acquired from a UAV for water stress detection using a hyperspectral imager and a thermal camera. *Remote Sensing of Environment* 117, 322-337

Zarco-Tejada PJ, Camino C, Beck PSA et al. 2018. Previsual symptoms of *Xylella fastidiosa* infection revealed in spectral plant-trait alterations. *Nat Plants*. 2018;4(7):432–9

Zhao Y., Wei W., Lee I.M., Shao J., Suo X. and Davis R.E. 2009. Construction of an interactive online phytoplasma classification tool, iPhyClassifier, and its application in analysis of the peach X-disease phytoplasma group (16SrIII). *Int J Syst Evol Microbiol*, 59: 2582–2593

Zhao Y, Davis RE, Wei W and Lee IM. 2015. Should ‘Candidatus Phytoplasma’ be retained within the Order Acholeplasmatales. *Int J Syst Evol Microbiol*, 65: 1075-1082.

Zhao Y. and R. Davis 2016. Criteria for phytoplasma 16Sr group/subgroup delineation and the need of a platform for proper registration of new groups and subgroups. *Int J Syst Evol Microbiol*. 66(5):2121-3. doi: 10.1099/ijsem.0.000999

## Instituciones Participantes del Fondo Semilla:



Secretaría Técnica Administrativa



Con el apoyo de:



[www.fontagro.org](http://www.fontagro.org)

FONTAGRO  
Banco interamericano de Desarrollo  
1300 New York Avenue, NW, Stop  
W0502, Washington DC 20577  
Correo electrónico: [fontagro@iadb.org](mailto:fontagro@iadb.org)