

UNIVERSIDAD RICARDO PALMA

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA



**“Detección temprana del *Potato Yellow Vein Virus* en
cultivos de *Solanum tuberosum L.* mediante la
teledetección”**

Tesis para optar el Título Profesional de Licenciada en Biología

Cintha María Carrión Herrera

Lima, Perú

2017

DEDICATORIA

Esta investigación se la dedico a mis padres, por ser el pilar fundamental en todo lo que soy, en toda mi educación, tanto académica como en la vida, por su apoyo incondicional a través del tiempo, por sus consejos y sus valores.

A mi esposo Jorge, por haberme apoyado en todo momento, por su motivación constante, pero más que nada, por su amor.

Y a todas las personas que me brindaron su apoyo durante todo este proceso.

AGRADECIMIENTOS

A mis padres, porque siempre me motivaron e inspiraron a conseguir mis sueños.

A mi mamá Milka, que siempre me dio ánimos en los momentos de frustración.

A mi compañero incondicional y ahora esposo, Jorge, quien siempre confió en mí y cada día me hace ser una mejor persona.

Al Centro Internacional de la Papa (CIP), sin su apoyo no hubiera sido posible realizar esta investigación. Muchas gracias a mi Asesora y amiga Heidy, por todos sus consejos, paciencia, ayuda y enseñanzas. A mi amigo Pablo, por haberme ayudado en la elaboración de los gráficos.

A mis amigas Nidia, Gaby y Vanezza C., por siempre alentarme y darme ánimos en los momentos difíciles.

Y a todas y cada una de las personas que de alguna manera me apoyaron para el día de hoy poder cumplir este sueño.

ÍNDICE

ÍNDICE	4
INDICE DE TABLAS	6
INDICE DE FIGURAS	7
I. INTRODUCCIÓN	13
II. MARCO TEÓRICO	17
III. ANTECEDENTES	20
3.1. Papa Solanum tuberosum L.	20
3.1.1. Origen	20
3.1.2. Descripción botánica	20
3.1.3. Clasificación taxonómica	21
3.1.4. Valor nutritivo	21
3.1.5. Extensión y hábitat	22
3.1.6. Importancia	22
3.1.7. Principales productores de América Latina	22
3.2. Potato Yellow Vein Virus (PYVV)	23
3.2.1. Agente causal	24
3.2.2. Transmisión	24
3.2.3. Síntomas	25
3.2.4. Reducción en el rendimiento	26
3.2.5. Incidencia de PYVV en América del Sur	27
3.2.6. Métodos de diagnóstico del virus PYVV	28
3.3. Teledetección	28
IV. HIPÓTESIS	33
V. MATERIALES Y MÉTODOS	34
5.1. Lugar de ejecución	34
5.2. Tipo de investigación	34
5.3. Diseño de investigación	34

5.4.	VARIABLES	35
5.4.1.	Variable dependiente	35
5.4.2.	VARIABLES INDEPENDIENTES	35
5.5.	OPERACIONALIZACIÓN DE LAS VARIABLES	36
5.6.	MUESTREO	36
5.6.1.	Propagación del material vegetal	36
5.6.2.	Población y muestra	36
5.7.	PROCEDIMIENTOS Y ANÁLISIS DE DATOS	37
5.7.1.	Datos espectroradiométricos	37
5.7.2.	Pre-procesamiento de los datos espectroradiométricos	37
5.7.3.	Extracción de Ácidos nucleicos totales	38
5.7.4.	Detección de PYVV por RT-PCR	38
5.7.5.	Electroforesis	39
5.7.6.	Detección de otros virus de papa	39
5.7.7.	Cosecha, rendimiento y determinación de la variedad más susceptible al virus PYVV	40
5.7.8.	Contenido de materia seca	40
5.7.9.	Análisis estadístico	41
VI.	RESULTADOS	42
6.1.	Detección de otros virus de papa mediante la prueba serológica DAS-ELISA	42
6.2.	Detección de síntomas visuales de PYVV	42
6.3.	Detección de PYVV a través de la técnica de Teledetección	43
6.4.	Detección del virus PYVV por el método de Reacción en cadena de la polimerasa con transcriptasa inversa (RT-PCR)	45
6.5.	Rendimiento de las 5 variedades de papa infectadas con el virus PYVV	45
VII.	DISCUSIÓN	47
VIII.	CONCLUSIONES	52
IX.	RECOMENDACIONES	53
	REFERENCIAS CITADAS	54
	ANEXOS	59

INDICE DE TABLAS

<i>Tabla N° 1. Reducción en el rendimiento causado por PYVV en diferentes variedades de S. tuberosum grupo Andígena con diferentes niveles de infección.</i>	60
<i>Fuente: Guzmán et al., (2012).</i>	60
<i>Tabla N°2. Clasificación de tubérculos. Fuente: Reglamento de “Mi papa - Seleccionada & Clasificada” (CAPAC PERÚ, 2003).</i>	60
<i>Tabla N° 3. Plantas infectadas con otros virus de papa: ^a PVS (Virus de la Papa S), ^b APMV (Andean potato mottle virus), ^c PYV (Potato Yellowing virus), ^d PVX (Virus de la Papa X), ^e APLV (Andean potato latent virus), ^f PLRV (Potato Leafroll Virus).</i>	61
<i>Tabla N°4. Día de detección de los síntomas visuales en la variedad CANCHAN INIA según planta.</i>	61
<i>Tabla N°5. Día de detección de los síntomas visuales en la variedad ÚNICA según planta.</i>	62
<i>Tabla N°6. Día de detección de los síntomas visuales en la variedad CLON W.A. según planta.</i>	62
<i>Tabla N°7. Día de detección de los síntomas visuales en la variedad AMARILLIS según planta.</i>	63
<i>Tabla N°8. Día de detección de los síntomas visuales en la variedad COSTANERA según planta.</i>	63

INDICE DE FIGURAS

<i>Gráfico N° 1. Variedad Canchan INIA. Reflectancia registrada a los 10 días después de la infección con PYVV.</i>	64
<i>Gráfico N° 2. Variedad Canchan INIA. Reflectancia registrada a los 14 días después de la infección con PYVV</i>	64
<i>Gráfico N° 3. Variedad Canchan INIA. Reflectancia registrada a los 21 días después de la infección con PYVV</i>	65
<i>Gráfico N° 4. Variedad Canchan INIA. Reflectancia registrada a los 28 días después de la infección con PYVV</i>	65
<i>Gráfico N° 5. Variedad Canchan INIA. Reflectancia registrada a los 31 días después de la infección con PYVV</i>	66
<i>Gráfico N° 6. Variedad Única. Reflectancia registrada a los 10 días después de la infección con PYVV</i>	66
<i>Gráfico N° 7. Variedad Única. Reflectancia registrada a los 14 días después de la infección con PYVV</i>	67
<i>Gráfico N° 8. Variedad Única. Reflectancia registrada a los 17 días después de la infección con PYVV</i>	67
<i>Gráfico N° 9. Variedad Única. Reflectancia registrada a los 37 días después de la infección con PYVV</i>	68
<i>Gráfico N° 10. Variedad Clon W.A. Reflectancia registrada a los 17 días después de la infección con PYVV</i>	68
<i>Gráfico N° 11. Variedad Clon W.A. Reflectancia registrada a los 24 días después de la infección con PYVV</i>	69
<i>Gráfico N° 12. Variedad Clon W.A. Reflectancia registrada a los 31 días después de la infección con PYVV</i>	69
<i>Gráfico N° 13. Variedad Clon W.A. Reflectancia registrada a los 37 días después de la infección con PYVV</i>	70
<i>Gráfico N° 14. Variedad Clon W.A. Reflectancia registrada a los 52 días después de la infección con PYVV</i>	70
<i>Gráfico N° 15. Variedad Amarillis. Reflectancia registrada a los 14 días después de la infección con PYVV</i>	71
<i>Gráfico N° 16. Variedad Amarillis. Reflectancia registrada a los 21 días después de la infección con PYVV</i>	71
<i>Gráfico N° 17. Variedad Amarillis. Reflectancia registrada a los 58 días después de la infección con PYVV</i>	72
<i>Gráfico N° 18. Variedad Costanera. Reflectancia registrada a los 10 días después de la infección con PYVV</i>	72
<i>Gráfico N° 19. Variedad Costanera. Reflectancia registrada a los 17 días después de la infección con PYVV</i>	73

Gráfico N° 20. Variedad Costanera. Reflectancia registrada a los 37 días después de la infección con PYVV _____	73
Gráfico N° 21. Variedad Costanera. Reflectancia registrada a los 45 días después de la infección con PYVV _____	74
Gráfico N° 22. Número total de tubérculos de la Variedad Única clasificados en tres categorías, según el reglamento de CAPAC PERÚ, 2003 _____	74
Gráfico N° 23. Número total de tubérculos de la Variedad Clon W.A. clasificados en tres categorías, según el reglamento de CAPAC PERÚ, 2003. _____	75
Gráfico N° 24. Número total de tubérculos de la Variedad Amarillis clasificados en tres categorías, según el reglamento de CAPAC PERÚ, 2003. _____	75
Gráfico N° 25. Número total de tubérculos de la Variedad Costanera clasificados en tres categorías, según el reglamento de CAPAC PERÚ, 2003 _____	76
Gráfico N° 26. Número total de tubérculos de la Variedad Canchan INIA clasificados en tres categorías, según el reglamento de CAPAC PERÚ, 2003 _____	76
Gráfico N° 27. Comparación del porcentaje de reducción en el rendimiento de las 5 variedades de papa 77	
Gráfico N° 28. Comparación del porcentaje de peso seco de las 5 variedades de papa _____	77
Figura N° 1. Intensidad de síntomas primarios. Fuente: Zapata et al. 2004 _____	78
Figura N° 2. Síntomas secundarios. Fuente: Zapata et al. 2004 _____	78
Figura N° 3. Distribución geográfica de PYVD. Se muestran los lugares donde la enfermedad fue observada antes (1-8) y después 1996 (9-16) (Salazar et al, 2000). _____	79
Figura N° 4. Flujograma del diseño de investigación _____	79
Figura N° 5. Obtención de Datos espectralradiométricos _____	80
Figura N° 6. Aparición de los síntomas visuales de PYVV en la variedad Única _____	81
Figura N° 7. Aparición de los síntomas visuales de PYVV en la variedad Clon W.A. _____	82
Figura N° 8. Aparición de los síntomas visuales de PYVV en la variedad Canchan INIA _____	83
Figura N° 9. Aparición de los síntomas visuales de PYVV en la variedad Costanera _____	84
Figura N° 10. Aparición de los síntomas visuales de PYVV en la variedad Amarillis _____	85
Figura N° 11. Variedad ÚNICA. Detección del Potato Yellow Vein Virus por la reacción en cadena de la polimerasa con transcriptasa inversa (RT-PCR) con los primer diseñados CP1 y CP2. Marcador (L) corresponde a 1 kb Plus DNA Ladder. _____	86
Figura N° 12. Variedad CANCHAN y AMARILLIS. Detección del Potato Yellow Vein Virus por la reacción en cadena de la polimerasa con transcriptasa inversa (RT-PCR) con los primer diseñados CP1 y CP2. Marcador (L) corresponde a 1kb Plus DNA Ladder. _____	86
Figura N° 13. Variedad COSTANERA y CLON W.A. Detección del Potato Yellow Vein Virus por la reacción en cadena de la polimerasa con transcriptasa inversa (RT-PCR) con los primer diseñados CP1 y CP2. Marcador (L) corresponde a 1kb Plus DNA Ladder. _____	87
Figura N° 14. Flujograma de la cosecha y rendimiento de los tubérculos _____	87

<i>Figura N° 15. Clasificación de los tubérculos de una planta infectada con PYVV y su control negativo (planta sana) de la Variedad Única</i>	<u>88</u>
<i>Figura N° 16. Clasificación de los tubérculos de una planta infectada con PYVV y su control negativo (planta sana) de la Variedad Clon W.A</i>	<u>88</u>
<i>Figura N° 17. Tubérculos de una planta infectada con PYVV y su control negativo (planta sana) de la variedad Amarillis</i>	<u>89</u>
<i>Figura N° 18. Tubérculos de una planta infectada con PYVV y su control negativo (planta sana) de la variedad Costanera</i>	<u>89</u>
<i>Figura N° 19. Tubérculos de una planta infectada con PYVV y su control negativo (planta sana) de la variedad Canchan INIA</i>	<u>89</u>

RESUMEN

El *Potato yellow vein virus* (PYVV) es un Crinivirus perteneciente a la Familia Closteroviridae, el cual reduce la producción total de papa en América del Sur hasta un 50%. La detección visual de los cultivos es una práctica habitual, pero la enfermedad generalmente se detecta después de que se ha producido un daño significativo a los tejidos fotosintéticos.

A través de técnicas de teledetección se puede evaluar el estado nutricional y fitosanitario de las plantas, detectando incidencias de plagas y enfermedades e inferir posibles carencias nutricionales. Con el objetivo de detectar la infección de PYVV en cultivos de papa antes de la aparición de los síntomas visuales se empleó la técnica de teledetección, mediante el uso del espectroradiómetro.

Se llevaron a cabo 5 experimentos, empleando 5 variedades de papa: Única, Clon W.A., Canchan INIA, Amarillis y Costanera. La infección con PYVV fue inducida mediante injerto lateral.

Se tomaron 3 mediciones espectroradiométricas por cada planta 2 veces por semana durante todo el periodo de observación y se realizó una evaluación visual continua de los síntomas. Asimismo, se confirmó la presencia del virus PYVV mediante RT-PCR. Finalmente, se evaluó el rendimiento de las 5 variedades y se identificó la variedad más susceptible al virus.

Se pudo hacer un diagnóstico precoz de la infección por PYVV en las 5 variedades de papa. La variedad Canchan INIA se detectó entre 8 y 14 días antes de la aparición de los síntomas visuales, Única entre 7 y 18 días, Costanera entre 12 y 17 días, Amarillis entre 6 y 12 días, y finalmente Clon W.A. se pudo detectar entre 2 y 11 días antes de la aparición de los síntomas.

La variedad Canchan INIA fue la variedad más susceptible al virus, ya que presentó el mayor porcentaje de reducción en el rendimiento, con un 36.63%, seguido de Costanera y Amarillis con un 28.57% y 28.31%, respectivamente. Clon W.A. fue la variedad menos afectada en cuando a la reducción en el rendimiento, con un 6.67%.

Palabras claves: *Potato yellow vein virus* (PYVV), teledetección, rendimiento, síntomas visuales.

ABSTRACT

Potato yellow vein virus (PYVV) is a Crinivirus belonging to the Closteroviridae Family, which reduces the total potato production in South America up to 50%. Visual detection of cultures is a common practice, but the disease is usually detected after significant damage to photosynthetic tissues has occurred. Through remote sensing techniques, it is possible to evaluate the nutritional and phytosanitary status of plants, detecting pest and disease incidences and inferring possible nutritional deficiencies. In order to detect PYVV infection in potato cultures before the appearance of visual symptoms, the technique of remote sensing was used, using the spectroradiometer.

Five experiments were carried out, using 5 varieties of potato: Única, Clon W.A., Canchan INIA, Amarillis and Costanera. Infection with PYVV was induced by lateral grafting.

Three spectroradiometric measurements were taken per plant 2 times per week throughout the observation period and a continuous visual evaluation of the symptoms was performed. Also, the presence of the PYVV virus was confirmed by RT-PCR. Finally, the yield of the 5 varieties was evaluated and the variety more susceptible to the virus was identified.

An early diagnosis of PYVV infection could be made in all 5 potato varieties. Canchan INIA variety was detected between 8 and 14 days before the appearance of visual symptoms, Unica between 7 and 18 days, Costanera between 12 and 17 days, Amarillis between 6 and 12 days, and finally Clon W.A. could be detected between 2 and 11 days before the onset of symptoms.

Canchan INIA variety was the most susceptible to the virus, as it presented the highest percentage reduction in yield, with 36.63%, followed by Costanera and Amarillis with 28.57% and 28.31%, respectively. Clon W.A. was the least affected variety when compared to the reduction in yield, with 6.67%.

Key words: *Potato yellow vein virus* (PYVV), remote sensing, yield losses, visual symptoms.

I. INTRODUCCIÓN

La papa *Solanum tuberosum L.* ocupa el cuarto cultivo de importancia económica en el mundo, y es usado para el consumo humano, alimento animal, y como recurso de almidón y alcohol. Este cultivo es susceptible a más de 25 virus diferentes, uno de ellos es el Virus del Amarillamiento de las nervaduras de la hoja de Papa (PYVV), Crinivirus perteneciente a la Familia Closteroviridae, el cual es considerado una amenaza para la producción de papa en América del Sur. Este virus, infecta las células del floema e impide el flujo de carbohidratos, ocasionando una reducción en el rendimiento de hasta un 50%.

PYVV se transmite de manera semi-persistente por la mosca blanca de los invernaderos *Trialeurodes vaporariorum*, por tubérculo - semilla y por injerto. El virus no afecta el tamaño ni la morfología de las plantas. El síntoma más característico es el amarillamiento de las venas, el cual empieza en las venas terciarias, desde donde se disemina a las venas secundarias y primarias y finalmente a la lámina foliar. Este amarillamiento típico de las venas aparece entre 30 y 40 días después de la infección. La infección con PYVV no se distribuye uniformemente en todo el campo, pero pueden ocurrir en focos en la temporada actual de infecciones. Una práctica usada para el control de la infección es la eliminación de las plantas infectadas y la fumigación con pesticidas para el control del vector en diferentes momentos durante el ciclo de cultivo. Sin embargo, el uso de pesticidas incrementa los costos y contribuye a la contaminación de las aguas subterráneas. Asimismo, el uso indiscriminado de estos pueden eliminar los enemigos naturales de control biológico de *Trialeurodes vaporariorum*, lo que aumentaría su población, por otro lado esta especie puede ejercer resistencia al pesticida.

La teledetección es un método alternativo para evaluar rápidamente de forma no destructiva las enfermedades de las plantas, y en una gran superficie sin contacto físico con la unidad de muestreo (es decir, follaje). Los sensores remotos permiten cualificar y cuantificar el flujo de energía radiante que proviene de los elementos naturales que son observados; proporcionando así, medios para la caracterización de las funciones o propiedades de estos materiales. A través de técnicas de teledetección, la detección,

registro y análisis de las alteraciones ocurridas en el comportamiento espectral de la cobertura vegetal, permiten caracterizar y evaluar el estado nutricional y fitosanitario de las plantas, detectando incidencias de plagas y enfermedades e inferir posibles carencias nutricionales. El análisis multiespectral está basado en la reflectividad y propagación de la radiación solar desde y dentro del dosel de las plantas y tejidos, donde una fracción es absorbida y otra reflejada en todas las direcciones. La reflectividad está ligada a los componentes bioquímicos y estructurales de la planta, como la clorofila, el agua, proteínas y materiales de la pared celular, los cuales se ven afectados por las enfermedades, resultando en diferencias en la signatura espectral de plantas sanas y estresadas. Asimismo, el estrés causado por las enfermedades se puede detectar antes de que los síntomas sean visibles, lo que permite la erradicación de las plantas infectadas, evitando la diseminación de la enfermedad.

Por tal motivo, el objetivo de esta investigación es detectar la infección del virus *Potato yellow vein virus* (PYVV) en cultivos de Papa antes de que los síntomas sean visualmente perceptibles, empleando la técnica de Teledetección, mediante el uso del espectroradiómetro.

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

El virus PYVV puede ser transmitido a través de su vector natural (mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum*) y de forma vegetativa por tubérculo semilla, siendo este uno de los factores que podría favorecer la dispersión de PYVV. Además se ha observado que a partir de tubérculos (semilla) provenientes de plantas que expresan síntomas se pueden obtener plantas que no expresan síntomas y viceversa; aún es desconocida la razón por la que se puede presentar este fenómeno, se ha planteado que esto puede ser debido a latencia viral o por resistencia. En el cultivo de papa esta situación es impredecible y aumenta los riesgos de utilizar tubérculos-semilla infectados y sus posteriores efectos para la producción.

JUSTIFICACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN

Después de los hongos y de las bacterias, los virus son los principales fitopatógenos con mayor repercusión en la pérdida de rendimiento en los cultivos de papa; causando reducción en tamaño, malformación de los tubérculos-semillas y degeneración gradual de las variedades de estos cultivos.

En los últimos años, un número de virus emergentes y re-emergentes han afectado el cultivo de la papa en países andinos como Colombia, Ecuador, Perú y Venezuela.

Dentro de estos virus re-emergentes encontramos al *Potato yellow vein virus* (PYVV), el cual es considerado un patógeno cuarentenario por varias agencias de inspección sanitaria como European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO) y por Animal and Plant Health Inspection Service (APHIS), así como por países andinos (Centro Internacional de la Papa). (Cubillos, 2011).

El vector natural de este virus es la mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood), la cual ha ampliado su nivel de acción a varios pisos térmicos de manera que potencialmente puede transmitir el virus a nuevos nichos y a diferentes hospederos acrecentando la posibilidad de dispersión de este patógeno. Teniendo en cuenta estos factores e incluyendo el uso de semillas – tubérculos infectados, las pérdidas de la producción de papa debidas a este virus supera el 20%.

Mediante el uso de técnicas de teledetección, se puede detectar, registrar y analizar las alteraciones ocurridas en el comportamiento espectral de la cobertura vegetal; además de caracterizar y evaluar el estado nutricional y fitosanitario de las plantas, detectando de esta manera incidencias de plagas y enfermedades e inferir posibles carencias nutricionales.

OBJETIVO GENERAL:

Determinar la presencia del virus *Potato Yellow Vein Virus* (PYVV) en cultivos de papa mediante la “Técnica de Teledetección”.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS:

Inducir la infección en la planta a través de injerto lateral con virus *Potato Yellow Vein Virus* (PYVV).

Realizar las mediciones espectroradiométricas para diferenciar una planta sana de una infectada y detectar la presencia del virus PYVV por el método de Reacción en cadena de la polimerasa con transcriptasa inversa (RT-PCR).

Evaluar la producción en rendimiento de 5 variedades de papa infectadas con el virus PYVV.

Identificar la variedad más susceptible al virus PYVV.

II. MARCO TEÓRICO

Potato yellow vein virus y su vector biológico *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood)

El *Potato yellow vein virus* es una enfermedad emergente que actualmente está afectando a cultivos de papa en Sudamérica (Guzmán *et al*, 2010). El virus ha sido previamente clasificado en la familia *Closteroviridae*, género *Crinivirus*, el cual es limitado al floema (Guzmán *et al*, 2012). Actualmente está considerado como una plaga cuarentenaria en entidades como APHIS (Animal and Plant Health Inspection Service) y EPPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization). (Guzmán *et al*, 2012).

Según Gamarra, *et al* 2009. El surgimiento y manejo de virus de plantas transmitidos por insectos vectores es un problema importante, particularmente en países en desarrollo, donde la capacidad fitosanitaria puede no ser adecuada. Los principales factores responsables de la aparición de nuevas enfermedades vegetales son: la intensificación del comercio agrícola (globalización); los cambios en los sistemas de cultivo y el cambio climático. PYVV es una amenaza para el cultivo de la papa en la región andina debido a su potencial de diseminación amplia y rápida a través de material de siembra infectado y su vector biológico: *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood). PYVV se ha extendido en los últimos 7-10 años en toda la región andina del norte del Perú.

Durante el fenómeno "El Niño" (1997-1998), este vector y otros insectos importantes aumentan sus poblaciones y en consecuencia, la transmisión de importantes enfermedades virales se incrementa. Hoy en día, los cambios climáticos actuales pueden afectar a la población de *T. vaporariorum* porque la temperatura afecta su tasa de desarrollo y consecuentemente su daño en la diseminación de cultivos y enfermedades (Gamarra, *et al* 2009).

Asimismo, Salazar *et al*, 2000 mencionan que el comercio informal de papa constituye la vía principal para la diseminación de PYVV, y los recientes aumentos en las poblaciones de su vector "mosca blanca" también favorecen su dispersión hacia nuevas zonas de cultivo de papa en el subcontinente. Estas dos condiciones, junto con la

capacidad de PYVV de infectar y sobrevivir en huéspedes de malezas, hacen de este virus una amenaza potencial para la producción mundial de papa.

Teledetección

Los sensores remotos permiten cualificar y cuantificar el flujo de energía radiante que proviene de los elementos naturales que son observados, proporcionando, así, medios para la caracterización de las funciones o propiedades de estos materiales. Los cuatro procesos (emisión, absorción, reflexión y transmisión) ocurren simultáneamente, y sus intensidades relativas, en las diferentes longitudes de onda del espectro electromagnético, caracterizan el objeto en cuestión, obteniendo un patrón de respuesta espectral. Estos factores pueden ser modificados en el caso de que ocurran fenómenos meteorológicos adversos o incidencias de plagas o enfermedades.

El patrón de respuesta espectral o comportamiento espectral puede ser definido como la medida de la reflectancia del objeto a lo largo del espectro electromagnético.

A través de técnicas de teledetección, la detección, registro y análisis de las alteraciones ocurridas en el comportamiento espectral de la cobertura vegetal, permiten caracterizar y evaluar el estado nutricional y fitosanitario de las plantas, detectando incidencias de plagas y enfermedades e inferir posibles carencias nutricionales (Antonio y Almorox, 1999).

Según James 2010, la teledetección se define como la adquisición de mediciones de un objeto sin contacto físico entre el dispositivo de medición y el objeto. Esto permite que el objeto sea analizado de forma no invasiva múltiples veces. En la literatura científica, la “detección remota” suele referirse al uso de instrumentos, como espectroradiómetros, sensores aerotransportados y sistemas basados en satélites, para medir la radiación electromagnética reflejada o emitida desde un objeto en un amplio espectro. Los datos de teledetección generalmente son obtenidos como reflectancia, que es la relación de la radiación reflejada del objeto a la radiación incidente que choca con el objeto. Los espectroradiómetros portátiles son útiles a pequeña escala desde alturas relativamente bajas sobre el dosel de la planta. Estos sistemas de mano son generalmente usados para generar datos de referencia de reflectancia y permiten una evaluación en tiempo real de

la condición de la vegetación y se han adaptado para la agricultura de precisión como medio de aplicación de fertilizantes o pesticidas solo cuando son necesarios. Además, el espectroradiómetro se puede montar sobre tractores para obtener resultados similares a mayor escala. La teledetección es ventajosa porque la reflectancia sobre los dominios electromagnéticos se puede medir de manera no destructiva, sobre una amplia área y en tiempo real. La teledetección ha sido una herramienta eficaz en la detección de enfermedades en las plantas y puede proporcionar una detección temprana del estrés en la planta, incluso antes de la aparición de los síntomas visuales.

III. ANTECEDENTES

3.1. Papa *Solanum tuberosum* L.

3.1.1. Origen

La historia de la papa comienza hace unos 8 000 años, cerca del lago Titicaca, que está a 3 800 metros sobre el nivel del mar, en la cordillera de los Andes, América del Sur, en la frontera de Bolivia y Perú. Ahí, las comunidades de cazadores y recolectores que habían poblado el sur del continente por lo menos unos 7.000 años antes, comenzaron a domesticar las plantas silvestres de la papa que se daban en abundancia en los alrededores del lago. (FAO, 2008).

3.1.2. Descripción botánica

La papa tiene raíces y tubérculos superficiales, formados por un engrosamiento de la región terminal de los tallos subterráneos (estolones), y pueden reproducir una planta de papa. (Salazar, 1996). Los tubérculos tienen yemas foliares (ojos) con “cejas” y lenticelas o poros. Los brotes del tubérculo crecen en un patrón espiral y son más numerosos en el extremo apical (frente a la inserción del estolón). Esos brotes muestran dominancia porque son los primeros en brotar (dominancia apical) (Salazar, 1996).

La epidermis del tubérculo es la capa exterior de las células. La epidermis, con la peridermis (varias capas de células suberosas), forman la cascara del tubérculo. Inmediatamente debajo de la piel, rodeando el tubérculo entero se encuentra el anillo vascular que conecta todos los brotes (Salazar, 1996).

Una planta de papa se desarrolla a partir de los brotes que emergen de las yemas. Los tallos son herbáceos y erectos, y tienen nodos y una epidermis más o menos pubescente. Las hojas son alternas y compuestas, tienen folíolos primarios, secundarios y terciarios y se unen al tallo en los nodos. En la axila de cada hoja, hay un brote (axilar) que puede

convertirse en un nuevo tallo. Una de las principales características de la planta de papa es que cualquier sección de la misma puede regenerar una planta. Las flores se desarrollan en la parte terminal apical de los tallos, generalmente como inflorescencia cimosas. Tienen una corola en forma de campana con cinco pétalos, cinco estambres, y el estigma y ovario bilobulados. El fruto es una baya y se asemeja a un tomate de 2 a 4 cm de diámetro, el cual contiene numerosas semillas no pubescentes. (Salazar, 1996).

3.1.3. Clasificación taxonómica

Actualmente, la papa cultivada es conocida colectivamente bajo el nombre de *S. tuberosum* L. Según Spooner y Salas (2006), posee un rico pool de genes, constituido por 190 especies silvestres que forman tubérculos.

Reino:	Vegetal
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnolipsida
Subclase:	Asteridae
Orden:	Solanales
Familia:	Solanaceae
Género:	Solanum
Especie:	<i>Solanum tuberosum</i> L. (Spooner y Salas, 2006)

3.1.4. Valor nutritivo

De acuerdo a la FAO (2008), está constituida por 72-75% de agua, entre 16-20% de almidón, 2-2.5% de proteínas, 0.15% de ácidos grasos y 1-1.8% de fibra. Por otro lado, las papas tienen abundantes micronutrientes, sobre todo vitamina C. También contiene una cantidad moderada de hierro, pero el gran contenido de vitamina C fomenta la absorción de este mineral. Además, este tubérculo tiene vitaminas B1, B3 y B6, y otros minerales como potasio, fósforo y magnesio, así como también folato, ácido

panoténico y riboflavina. Igualmente contiene antioxidantes alimentarios, los cuales pueden contribuir a prevenir enfermedades relacionadas con el envejecimiento. (FAO, 2008).

3.1.5. Extensión y hábitat

La papa se cultiva en más de 100 países, en clima templado, subtropical y tropical. Es esencialmente un "cultivo de clima templado", para cuya producción la temperatura representa el límite principal: las temperaturas inferiores a 10° C y superiores a 30° inhiben decididamente el desarrollo del tubérculo, mientras que la mejor producción ocurre donde la temperatura diaria se mantiene en promedio de 18° a 20° C (FAO, 2008).

La alta riqueza de especies se produce en el norte de Argentina, en el centro de Bolivia, Ecuador, México, y en el Norte, Centro y Sur de Perú (FAO, 2008).

3.1.6. Importancia

La papa ocupa un lugar importante en la agricultura, economía y seguridad alimentaria, situándose en el sexto lugar de los cultivos o alimentos que sustentan la nutrición a nivel mundial, después del azúcar, maíz, el arroz, trigo y la leche, con una producción promedio para el año 2013 de 374,806,639.00 toneladas (FAOSTAT, 2015).

3.1.7. Principales productores de América Latina

Perú es el principal productor de papa de América Latina, con una cosecha de 4 millones de toneladas durante la campaña agrícola 2010-2011 (Red Agrícola, 2013). Actualmente, 19 de las 24 regiones del país, producen papa. La región con mayor participación en la producción total nacional es Puno (15%) debido a que posee grandes extensiones para el cultivo. No obstante, hay otras regiones importantes como Huánuco (11%), Junín y La Libertad con 9% cada una y, a Cajamarca (8%) que en el 2010 se

incorporó al grupo de las regiones más productoras (Proexpansión, 2011). La mayor proporción de papa en general se produce en la Sierra con el 69%, la diferencia se produce en la Costa. Arequipa, Ica y Junín, lideran la lista de regiones con mayores niveles de rendimiento, seguidas por La Libertad, con 24.8, 18.2, 16.1 y 14.4 t/ha³, respectivamente. Puno queda muy atrasado, a pesar de que es el mayor productor de papa (tal como se mencionó anteriormente). Finalmente, en los últimos lugares están Lambayeque, Pasco y Cusco. El consumo per cápita de papa anualmente ha tenido fluctuaciones en los últimos veinte años. En 1992, estaba en menos de 50 kg/persona, debido al incremento de la población y a la disminución de la producción como consecuencia del terrorismo. Sin embargo, en 1996 ya había subido a 63 kg/persona; y, en 2002 alcanzaba los 72.4 kg per cápita. Al final de la década, en 2010 los cálculos indican que se llegó a los 76.2 kg/persona al año a nivel nacional (Proexpansión, 2011).

Brasil es el segundo productor latinoamericano de papa, con una producción de más de 3,3 millones de toneladas en 2007. En los últimos 15 años, la producción de papa ha aumentado en promedio un 5 por ciento al año, y la producción promedio ha aumentado de 14 toneladas a 24 toneladas por hectárea (FAO, 2008).

El tercer país productor de papa es Argentina; y hoy en día, la producción es en gran escala y muy mecanizada, y se concentra en los alrededores de Buenos Aires y Santa Fe (FAO, 2008).

Luego; sigue Colombia, México, Chile, Bolivia, República Bolivariana de Venezuela, Ecuador, Guatemala y finalmente Cuba (FAO, 2008).

3.2. Potato Yellow Vein Virus (PYVV)

Los brotes esporádicos del *Potato Yellow Vein Virus* (PYVV) fueron observados por primera vez por los productores de papa en Antioquia, Colombia en 1943 (Guzmán *et al*, 2010; Salazar *et al*, 2000), y la incidencia de la enfermedad alcanzó rápidamente niveles alarmantes en los campos, donde los rendimientos se redujeron severamente.

La alta incidencia de PYVV en Colombia aparentemente se debió al incremento en las poblaciones de *Trialeurodes vaporariorum* (mosca blanca), su vector (Salazar *et al*, 2000). En 1975 reemergió y se dispersó a Ecuador, Perú y Venezuela (Salazar, 1997).

3.2.1. Agente causal

El amarillamiento de las venas de la papa es una enfermedad emergente que actualmente está afectando a los cultivos de papa en Sudamérica (Guzmán *et al*, 2010), esta enfermedad es causada por el virus PYVV (*Potato Yellow Vein virus*), el cual es limitado al floema. El virus ha sido previamente clasificado en la familia *Closteroviridae*, género *Crinivirus* (Guzmán *et al*, 2012). El genoma de virus PYVV es un RNA bicatenario (RNAss(+)) (Chaves-Bedoya, *et al*. 2014), es tripartita, organizado en partículas de filamentos flexibles (Salazar *et al*, 2000). Actualmente está considerado como una plaga cuarentenaria en entidades como APHIS (Animal and Plant Health Inspection Service) y EPPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization). (Guzmán *et al*, 2012).

3.2.2. Transmisión

La transmisión del virus PYVV por la mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* fue demostrado primero por Vega en 1970 y Buriticá en 1971 (Salazar *et al*, 2000), éstos hallazgos fueron confirmados posteriormente por Tamayo y Navarro, 1984 (Salazar *et al*, 2000).

El agente es adquirido por los insectos adultos que se alimentan de las plantas infectadas por un mínimo de 7 horas (Periodo Acceso Adquisición -PAA) (Salazar, 1997). La transmisión se puede lograr con un periodo mínimo de alimentación de 30 minutos (Periodo Acceso Inoculación – PAI) y aparentemente no se requiere un periodo de incubación (Salazar, 1997). Las moscas blancas infecciosas pueden transmitir el virus hasta el noveno día (Pulgarín, *et al*. 1989; Gamarra, 2002).

Además, el virus también se transmite por tubérculos infectados y por injerto lateral. (Salazar 1997, Salazar *et al.*, 2000).

3.2.3. Síntomas

Los síntomas que produce PYVV son variables, y se han reportado casos de plantas infectadas no sintomáticas (Salazar, 2000; Guzmán, 2010). PYVV se localiza en el floema de la planta y cuando causa síntomas típicos de amarillamiento en las nervaduras, produce diferentes grados de clorosis asociados con reducción de la capacidad fotosintética, dificultad para la translocación de nutrientes y pérdida del vigor general de la planta (Cubillos, 2011).

El síntoma más característico de la enfermedad es el amarillamiento de las venas en la hoja de la planta. Este amarillamiento empieza en las venas terciarias, desde donde se disemina a las venas secundarias y primarias y finalmente a la lámina foliar. Los síntomas pueden desaparecer conforme la planta crece y si se eliminan las hojas sintomáticas, posiblemente no se desarrollen otros síntomas en la planta (Salazar, 1997; Guzmán *et al.* 2012).

Por otro lado, Zapata *et al.* 2004, mencionan que la expresión de los síntomas del virus en las plantas de papa, depende de la variedad y del medio ambiente. En papa, se pueden presentar dos tipos de síntomas:

Los síntomas primarios, se pueden observar cuando una planta de papa sana creciendo en condiciones de campo o invernadero es afectada por primera vez por el virus, en este caso los síntomas comienzan con aclareo y posterior amarillamiento de nervaduras terciarias, los espacios intervenales permanecen verdes por un tiempo, luego se amarillean las nervaduras secundarias y toda la hoja puede adquirir el color amarillo; la velocidad del amarillamiento depende de la cantidad de luz recibida, mientras más horas de sol, más rápido se desarrollan los síntomas (Figura N° 1).

Los síntomas secundarios se pueden expresar o no. Estos se presentan cuando se siembra semilla vegetativa (tubérculos, brotes, esquejes, entre otros) procedente de una planta con síntomas primarios, en este caso se inicia con manchas cloróticas menores de

un milímetro en cualquier parte de la lámina foliar que van aumentando de tamaño hasta formar áreas grandes de forma irregular que cubren los bordes del foliolo, también se puede presentar amarillamiento de las nervaduras (Figura N° 2). Cuando se siembra semilla proveniente de una planta afectada por el virus y los síntomas se expresan muy temprano, la planta puede mostrar un amarillo intenso al principio, el cual se torna pálido a medida que la planta comienza la maduración; este fenómeno se debe posiblemente a cambios fisiológicos de la planta, a variantes o razas del virus, sin embargo la variabilidad de este último parece ser muy poca.

3.2.4. Reducción en el rendimiento

Salazar *et al*, 2000, determinaron el efecto de PYVV en el rendimiento. Todos los estudios informaron reducciones en el rendimiento de un 50% en *Solanum tuberosum* grupo Andígena variedad Diacol Capiro. Las plantas afectadas por este virus característicamente producen menos tubérculos que los controles sanos.

Zapata *et al*. 2004 realizaron un experimento en el cual se compararon tratamientos con diferentes porcentajes de plantas enfermas de la variedad Diacol Capiro. De acuerdo con los resultados obtenidos, la disminución del rendimiento total en t/ha fue del 8.26, 7.57, 7.69, 10.10, 14.38 y 25.09%, cuando se emplearon plantas con los siguientes porcentajes de infección 10, 20, 40, 80, 90 y 100. Igualmente, se encontró que la categoría de papa más afectada fue el tipo primera (papas con peso mayor de 100 g), que disminuyó el rendimiento en un 25% promedio cuando el 100% de las plantas estaban afectadas.

Por otro lado, Guzmán, *et al*. 2012, reportaron reducciones de papa de la variedad Criolla Colombia (grupo Phureja) de 33% y 48% en plantas infectadas con PYVV.

Guzmán *et al.*, (2012) resumieron los efectos de pérdidas de rendimiento en diferentes variedades de papa (Tabla N°1).

3.2.5. Incidencia de PYVV en América del Sur

La incidencia de PYVV en Colombia y países cercanos se evaluó durante el periodo de 1995-1998 (Salazar *et al*, 2000) (Figura N° 3).

Estudios visuales llevados a cabo en los campos ubicados en Rionegro (1997) y Cundinamarca (1995 y 1997) revelaron que la incidencia de la enfermedad en Colombia es variable; es decir, de 5 a 80% en Rionegro (20 campos observados) y 10% a 60% en Cundinamarca (15 campos examinados). En 1996, no se observaron plantas infectadas durante una evaluación de dos campos ubicados en Tunja, Boyaca. (Salazar *et al*, 2000).

En Perú, durante la temporada de 1996, se observó la presencia de la enfermedad del PYVV en dos campos ubicados en Chota, Cajamarca (variedad Yungay), tres campos de Huaraz (variedad Yungay), y en un campo de Huancayo (variedad Canchan) (Salazar *et al*, 2000). La incidencia de la enfermedad en Cajamarca y Huaraz osciló entre 5% y 98%, mientras que en Huancayo se observaron solo dos plantas infectadas en más de 20 campos visitados en el Valle del Mantaro. La información obtenida de los agricultores y trabajadores de extensión agrícola sugirieron que PYVV había sido introducido recientemente a Perú debido a que previamente no se habían observado síntomas similares en campos agrícolas. PYVV fue detectado en cultivares peruanos; sin embargo, se sugiere que la enfermedad había entrado a Perú por lo menos una temporada de cultivo antes (es decir, un año), probablemente con cultivares Ecuatorianos y Colombianos de *Solanum phureja*. (Salazar *et al*, 2000).

También, se encontró PYVV en Venezuela, durante la temporada de crecimiento en 1998 observando plantas enfermas en campos ubicados en cuatro estados: Lara, Mérida, Táchira y Trujillo (Salazar *et al*, 2000). La incidencia de PYVV en plantaciones de papa creciendo por encima de 1700 m fue de 3-10% (Salazar *et al*, 2000). Los cultivares afectados eran en su mayoría de origen Colombiano, pero el Venezolano variedad Andinita también se encontró infectada. (Salazar *et al*, 2000).

3.2.6. Métodos de diagnóstico del virus PYVV

El PYVV es un virus que actualmente se encuentra muy extendido y es perjudicial en su centro de origen en América del Sur (López, *et al* 2006). Los métodos de detección actuales toman tiempo o son difíciles de interpretar. López, *et al.* 2006 reportan el desarrollo de un ensayo sensible y de alto rendimiento para la detección de PYVV, el (RT)-PCR en tiempo real, basado en TaqMan, adecuado para la detección PYVV, además de la detección convencional mediante la pruebas de RT-PCR fiable para la detección PYVV. Aunque es menos sensible, este método requiere un equipo menos sofisticado y como tal debe ser una alternativa útil comparada con la técnica en tiempo real en algunos laboratorios de ensayo. Los dos ensayos presentados aquí podrían contribuir a la aplicación de medidas de cuarentena para la identificación PYVV y en la indexación de rutina de PYVV para la producción de semillas libres de virus en zonas de América del Sur, donde el virus es altamente perjudicial.

Por otro lado, Osorio, *et al.* 2016, adaptaron la técnica de RT-PCR descrita por otros autores, para el diagnóstico y posterior rastreo viral de PYVV en las zonas productoras de Venezuela. En la RT-PCR se utilizaron iniciadores específicos para los genes CP y CPm, probándose diferentes temperaturas de hibridación y extensión, así como varias mezclas de amplificación. La adaptación realizada a la RT-PCR permitió la amplificación de fragmentos específicos, con los cuales se confirmó la infección del virus en el 100% de las muestras. Se demuestra por primera vez su presencia en Venezuela basados en técnicas moleculares. Estos resultados aportan un referencial tecnológico de diagnóstico que puede ser implementado para prevenir la dispersión del virus a partir de tubérculo-semilla.

3.3. Teledetección

La teledetección es una tecnología de precisión, que puede ser utilizado para adquirir información acerca de los objetos sin contacto físico con estos. Aunque su uso no está muy extendido, los sensores aéreos pueden ser usados en la agricultura aprovechando su

capacidad para detectar la luz reflejada por grandes áreas de vegetación (Reisig, y Godfrey, 2007).

Asimismo, Gilabert *et al*, (1997), postula que la teledetección tiene por finalidad identificar y caracterizar los materiales de la superficie terrestre y los procesos que en ella ocurren a partir de la radiación electromagnética procedente de la misma, entendiendo por tal tanto la emitida por la propia superficie terrestre como la reflejada de la que le llega del sol, prevaleciendo una sobre otra en función del intervalo espectral considerado.

La teledetección ha mejorado en gran medida durante la Segunda Guerra Mundial, se ha utilizado para monitorear el estado de los cultivos y la vegetación natural sobre la base de los cambios en los patrones de reflectancia en las plantas (Chávez *et al*, 2009).

Una planta llega a estar estresada cuando cualquier factor biótico o abiótico afecta negativamente su crecimiento y desarrollo (Nilsson, 1995). El estrés puede ser agudo o crónico, y puede acelerar muchos cambios que se asemejan al síndrome de senescencia. El estrés o la enfermedad se expresa de muchas formas. Los problemas en el abastecimiento de agua o el control del balance de agua en los tejidos cierra las estomas e impide la fotosíntesis, reduce la evapotranspiración e incrementa la temperatura de la superficie de las hojas (Nilsson, 1995). Otros síntomas incluyen cambios morfológicos como el enrollamiento de las hojas, marchitamiento o retraso en el crecimiento, clorosis, necrosis, etc. La detección y cuantificación precisa y rápida de los síntomas tempranos son a menudo difíciles. Sin embargo, la teledetección es un medio para detectar y evaluar los cambios en las plantas (Nilsson, 1995).

La cantidad de luz reflejada (luminosidad) como un porcentaje de la luz entrante (irradiación) se suele denominar el factor de reflectancia. Si la radiación de una hoja sana se mide por un radiómetro adecuado, es posible detectar una ligera reflectancia en la región azul (450-480 nm) y roja (600-700 nm), un poco más en verde (500-550 nm), y mucho más en NIR a 750-1100 nm. La ligera reflectancia en el rango visual es un resultado de la intensidad de absorción de luz por diversos pigmentos vegetales como la clorofila y xantofila. Cualquier estrés fisiológico, enfermedad, o la cantidad reducida de los pigmentos fotosintéticos provoca un aumento de la reflectancia de la región roja y

azul, y a menudo también afecta a la región amarilla. Por otra parte, la reflectancia en NIR a menudo disminuye sustancialmente (Nilsson, 1995).

Pinter, *et al* (2003), mencionan que las hojas suelen mostrar una baja reflectancia y transmitancia en la región visible del espectro (es decir, 400 a 700 nm) debido al fuerte grado de absorción por los pigmentos fotosintéticos de las plantas. En contraste, la reflectancia y transmitancia son por lo general altas en la región del infrarojo cercano (NIR, 700 a 1300 nm), debido a que hay muy poca absorción por partículas subcelulares o pigmentos y también porque existe una considerable dispersión en las interfaces de la pared celular del mesófilo. Esta fuerte disparidad en las propiedades de reflectancia entre las longitudes de onda visibles y NIR sostiene la mayoría de enfoques remotos para el monitoreo y gestión de los cultivos y las comunidades vegetales naturales (Pinter, *et al.* 2003). En contraste, el estrés en la planta y/o senescencia normal al final de la temporada resulta típicamente en concentraciones más bajas de clorofila, lo que permite la expresión de los pigmentos de las hojas accesorias como carotenos y xantófilas. Esto tiene el efecto de ampliar el pico de reflectancia verde (que normalmente se encuentra cerca de 550 nm) hacia longitudes de onda más largas, incrementando la reflectancia visible, y haciendo que los tejidos aparezcan cloróticos. Al mismo tiempo, la reflectancia en NIR disminuye, aunque en menor proporción que el incremento en la región visible (Pinter, *et al.* 2003).

Las cubiertas vegetales exhiben las mismas propiedades de reflectancia de las hojas individuales; sin embargo, hay una serie de variables que deben ser consideradas, como la orientación de las hojas, es decir, la disposición de las hojas en el tallo, la falta de uniformidad de la radiación incidente, la estructura de la planta, área foliar, sombra y la reflectividad de fondo (suelo) (Knipling, 1970). El sensor recibe una visión integrada de todos estos efectos y cada cultivo o tipo de vegetación tiende a tener una firma espectral característica que permite su discriminación (Pinter *et al.*, 2003).

Loayza, *et al.* (2007), manifestaron que el PVYV es considerado uno de los virus más importantes en la región andina, que se mantiene y disemina en forma efectiva sobre amplias zonas geográficas a consecuencia de infectar en forma latente y asintomática al tubérculo (semilla de papa). El PVYV afecta severamente el rendimiento del cultivo, originando reducciones en la producción de 30 al 90 %, debido a que interrumpe el proceso de fotosíntesis. Este efecto sobre el aparato fotosintético de la planta se

manifiesta, como parte de la sintomatología, con una disminución en la concentración de clorofila en los tejidos vegetales, lo que se traduce en el incremento de la reflectancia en determinadas bandas de la radiación fotosintéticamente activa (PAR) que comprende longitudes de onda de 400 a 700 nm. Para estudiar estos efectos se utilizaron 30 plantas de papa de la variedad Costanera de la misma edad fenológica, cultivadas en maceteros dentro de un cobertor. En 20 de ellas se inoculó el virus y las 10 restantes se mantuvieron como control. Los datos de reflectancia se tomaron por medio de un espectroradiómetro Li- 1800 (350-850 nm) instalado dentro del cobertor. Los resultados muestran un incremento de la reflectancia de la radiación incidente, en las bandas roja y verde del espectro, en las plantas infectadas con el PYVV, efecto que se observó tanto en las plantas con síntomas visibles de infección como en las aún sin síntomas visibles. La presencia del virus fue detectada de este modo con una semana de anticipación a la aparición de los síntomas visibles típicos en el dosel de la planta.

Chávez *et al.* (2009). Evaluaron la utilidad de las imágenes de reflectancia multiespectral de teledetección y la espectroradiometría para determinar la infección del *virus Potato Yellow Vein Virus* (PYVV) en plantas de papa antes de que los síntomas se hicieran visualmente perceptibles. Sus resultados muestran que los cambios en la reflectancia en ciertas regiones del espectro electromagnético indican alteraciones en la absorción de la luz y la reflexión por los tejidos vasculares en plantas infectadas, permitiendo la detección temprana de la infección viral en plantas de papa cultivadas bajo condiciones controladas, mucho antes de que los síntomas de clorosis fueran detectados por una persona experta. La respuesta más fiable de diagnóstico temprano corresponden a cambios en la reflectancia en la región azul (450-495 nm), lo que permitió evidenciar a las plantas infectadas unos 23 días después de la inoculación, aunque las diferencias de la reflectancia en la región del Infrarojo cercano (NIR) (>750 nm) también se detectaron de forma temprana, unos 11 días después de la inoculación. Sin embargo, las respuestas en NIR fueron altamente variables en el tiempo, haciendo de este un indicador poco fiable de la presencia de síntomas. La reflectancia en la región verde (495-570 nm) también fue indicativo de infección, pero parece ser un indicador poco fiable. Las respuestas en la región roja (620-750 nm) presentan más ruido y no hay diferencias entre plantas infectadas y sanas.

Chávez *et al.* (2010). El análisis multiespectral está basado en la reflectividad y propagación de la radiación solar desde y dentro del dosel de las plantas y tejidos,

donde una fracción es absorbida y otra reflejada en todas las direcciones. Esta absorción y reflectividad de luz está ligada a los componentes bioquímicos y estructurales de las plantas, como el contenido de clorofila, agua, proteínas y materiales de la pared celular. Todos estos componentes, particularmente el contenido de clorofila, son afectados por las enfermedades, dando lugar a diferencias en la firma espectral de plantas sanas y estresadas.

IV. HIPÓTESIS

Si empleamos la Técnica de Teledetección, entonces será posible detectar el estrés en cultivos de *Solanum tuberosum* L. “papa” infectados con PYVV antes de que los síntomas sean visibles, disminuyendo indirectamente el riesgo potencial de la diseminación del virus a través de su vector natural, la mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Lugar de ejecución

La presente investigación se llevó a cabo en el Laboratorio e invernaderos de Virología del Centro Internacional de la Papa, con sede en La Molina – Lima, Perú.

5.2. Tipo de investigación

Es una investigación de tipo no experimental longitudinal de tendencia, ya que se analizaron los cambios en las mediciones espectroradiométricas a través del tiempo en 5 variedades de papa.

5.3. Diseño de investigación

Se llevaron a cabo 5 experimentos, empleando 5 variedades de papa.

Cada experimento estuvo compuesto por 30 plantas de papa, de las cuales hubo 15 repeticiones para el tratamiento control (plantas sanas) y 15 repeticiones para el tratamiento de plantas infectadas con PYVV.

Las semillas de papa se sembraron en macetas de 8” que contenían una mezcla de: arena fina, musgo molido, SOGEMIX VTM (Turba de musgo esfágnico de granulación fina, vermiculita granulación fina, calcita y dolomita, macro y micro nutrientes, agentes humectantes), humus de lombriz, abono (urea, fosforo, potasio) y fungicida (Pharmate) como sustrato; se rotularon asignándole un número a cada una, además se colocó la variedad y el tipo de tratamiento (control o PYVV). Luego, éstas fueron colocadas en un invernadero libre de insectos. El riego de las plantas se efectuó cada vez que éstas lo requerían. (Chávez *et al.* 2010)

A medida que las plantas de papa fueron creciendo, éstas fueron aporcadas; además, se colocaron estacas de bambú a cada una y se sujetaron con un twist, para que de esta manera permanezcan erguidas.

Infección con PYVV

La infección con PYVV fue inducida mediante injerto lateral con una hoja de afeitar, alrededor de las 2 semanas después de la emergencia de la planta. (Chávez *et al.* 2010).

El injerto se sujetó a la planta por medio de un Papel Parafilm “M”. Asimismo, las plantas control (sanas) fueron injertadas con injertos provenientes de una fuente sana. Luego se cubrió las plantas injertadas con bolsas plásticas humedecidas por un periodo de tres días; esto se realizó con el fin de crear un medio húmedo para que el injerto logre adherirse a la planta, haciendo un microclima apropiado para el efecto del injerto (Figura N° 4). Las plantas se mantuvieron en el invernadero a lo largo de todo el experimento.

Finalmente, el ángulo de apertura de la parte óptica delantera usado para la recolección de datos espectroradiométricos fue de 25° para los 5 experimentos siguiendo la metodología realizada por Chávez *et al.* 2010.

5.4. Variables

5.4.1. Variable dependiente

- Mediciones espectroradiométricas (reflectancia).

5.4.2. Variables independientes

- Tiempo.
- 5 variedades de papa: Única, Clon W.A 077-397077.16, Canchan INIA, Amarillis y Costanera.

5.5. Operacionalización de las variables

Variables	Definición	Tipo de variable		Indicador
Mediciones espectralradiométricas (reflectancia)	Es la radiación solar reflejada por cada planta. Está ligada a los componentes bioquímicos y estructurales de la planta.	Dependiente	Cualitativa nominal dicotómica	Alta reflectancia Baja reflectancia
Tiempo	Magnitud física con la que medimos la duración o separación de acontecimientos, sujetos a cambio, de los sistemas sujetos a observación.	Independiente	Cuantitativa discreta	Días
5 variedades de papa: Única, Clon W.A 077-397077.16, Canchan INIA, Amarillis y Costanera	Planta perteneciente a la familia de las solanáceas originaria de Sudamérica.	Independiente	Cualitativa nominal	Única, Clon W.A 077-397077.16, Canchan INIA, Amarillis y Costanera

5.6. Muestreo

5.6.1. Propagación del material vegetal

Un mes antes de iniciar el experimento, se sembraron 10 tubérculos de papa sanos y 10 tubérculos infectados con PYVV, los cuales sirvieron como fuente de injerto.

5.6.2. Población y muestra

La población de semillas de papa (*Solanum tuberosum L.*) fue de 150 semillas en sus cinco variedades: Única, Clon W.A 077-397077.16, Canchan INIA, Amarillis y Costanera, las cuales fueron proporcionadas por La Unidad de Semilla del Centro Internacional de la Papa – CIP.

5.7. Procedimientos y análisis de datos

5.7.1. Datos espectralradiométricos

Se registró la radiación solar reflejada por cada planta, después de la inoculación del virus hasta la cosecha de las plantas, para lo cual se empleó un Espectralradiómetro ASD FieldSpec HH RS3 (Analytical Spectral Dispositivos Inc., CO, EE.UU.) con ayuda de una computadora, cubriendo las longitudes de onda desde 325 – 1075 nm. En los 5 experimentos, las mediciones fueron tomadas a partir de una distancia de 30 cm desde la copa de la planta, lo que resulta en un campo circular proyectado de vista de 13.3 cm de diámetro. Se tomaron 3 mediciones espectralradiométricas por cada planta 2 veces por semana durante todo el periodo de observación. Además, se usó un panel blanco Spectralon SRT-99-100 (LABSPHERE) para convertir la radiación reflejada en valores de reflectancia relativos (Figura N° 5).

Por otro lado, se realizó una evaluación visual continua de los síntomas de la enfermedad en las plantas infectadas con PYVV para compararlas con las plantas control, y al mismo tiempo, se adquirieron imágenes con una cámara digital LUMIX Panasonic modelo DMC-FZ28. La evaluación visual fue realizada por una persona externa al experimento con experiencia en evaluación de síntomas del virus como un control externo.

5.7.2. Pre-procesamiento de los datos espectralradiométricos

Los datos espectralradiométricos fueron exportados a través del software ViewSpec Pro versión 4.02 (Analytical Spectral Devices, Inc) a una hoja de Excel. Luego, se consideraron sólo las longitudes de onda comprendidas entre los 400 a 925 nm, con el fin de reducir las variaciones no deseadas causadas por pequeños cambios atmosféricos.

Por otro lado, se sacó un promedio de las 3 mediciones espectralradiométricas por cada planta, obteniendo sólo una lectura por planta por cada muestreo.

Finalmente, para el análisis de la lecturas nos basamos en un rango de longitud establecido por otros autores para poder clasificar los promedios de rangos dentro de la región del espectro electromagnético: Azul (450-460), Verde (531-570), Rojo (635-667), Infrarrojo cercano NIR (835-870) (Chávez *et al*, 2010).

5.7.3. Extracción de Ácidos nucleicos totales

Se colectaron muestras de hojas de todas las plantas infectadas con PYVV de las 5 variedades, así como también una muestra al azar de las plantas control de cada variedad en bolsas de polietileno.

El RNA total fue extraído a partir de las muestras de tejido vegetal utilizando un protocolo de extracción del reactivo Trizol (Invitrogen) (instrucciones del fabricante). (Anexo 1)

Adicionalmente, se determinó la concentración de ácidos nucleicos totales y la pureza a partir de la lectura de la absorbancia en el espectrofotómetro NanoDrop (ND-1000 Spectrophotometer, Thermo scientific) a 260 nm, y el programa ND-1000 V3.5.2.

5.7.4. Detección de PYVV por RT-PCR

Se confirmó la presencia del virus en las plantas mediante la prueba molecular RT-PCR llevada a cabo en 2 pasos.

Primero, el cDNA fue sintetizado por transcripción reversa (RT), para lo cual se prepararon 2 MIX (RT Master Mix y RT Mix). El RT Master Mix contenía 8 microlitros (ul) de agua libre de nucleasa (NFW), 2 ul de Random primers (250ng/ul), 1 ul de dNTPs (10 mM) y 2 ul de ácidos nucleicos totales (500 ng/ul). La mezcla se colocó en el Termociclador (Applied Biosystems) con las siguientes condiciones: 65°C durante 10 minutos y luego a 10°C durante 5 minutos. Luego agregar el RT Mix, el cual contenía: 4 ul de Buffer First Strand 5X, 2 ul DTT (100 mM), 0.5 ul RNAsa OUT (inhibidor de ribonucleasas) y 0.5 ul de M-MLV (transcriptasa). Mezclar ambos Mix y

homogeneizar suavemente. Colocar en el Termociclador con las siguientes condiciones: 1 ciclo de 37°C por 50 minutos, 70°C por 15 minutos y finalmente 10°C. El volumen final obtenido fue un cDNA de 20 ul, el cual debe ser diluido con 80 ul de NFW para obtener una dilución de 1/5.

Luego el cDNA de cada muestra fue amplificado mediante la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR), la cual se realizaron con 20 ul de reacción, conteniendo: 4 ul de PCR Buffer 5X (Promega), 1 ul de MgCl₂ (25 mM), 0.5 ul de dNTPs (10 mM), 0.5 ul de Primer CP1-sentido viral: 5'-GGA TCC ATG GAA ATC CGA TCG T-3' y 0.5 ul de Primer CP2 –complementario: 5'-GAA TTC TCA ATA GAT CCT GCT A-3', ambos a 10 uM, diseñados para amplificar una región de 760 pares de bases (pb) correspondientes a los genes de la Proteína de la cápside de PYVV, 0.5 ul de la proteína *Taq* ADN polimerasa (Promega), 8 ul de agua libre de nucleasa (NFW) y 5 ul de de cDNA (1/5). La mezcla se colocó en el Termociclador con las siguientes condiciones: Un ciclo a 95°C por 5 minutos (Denaturación), 35 ciclos a 94°C por 1 minuto (denaturación), 60°C por 1 minuto 30 segundos (apareamiento) y 72°C por 1 minuto (extensión). Un ciclo a 72°C por 10 minutos (extensión). Las reacciones obtenidas se guardaron a 4°C.

5.7.5. Electroforesis

El resultado de los productos de RT-PCR (10 ul) fue analizado mediante Electroforesis en Gel de Agarosa 1% en buffer TAE 1X (Tris buffer, ácido acético, EDTA, pH 8.3 con ácido acético glacial) y teñido con 1% de Gel Red (Invitrogen). Además se colocó el marcador Ladder 1kb. Luego, el gel fue visualizado mediante el Gel Doc™ XR (Bio-Rad) y el software Quantity One®, en donde se adquirieron imágenes en tiempo real.

5.7.6. Detección de otros virus de papa

Además de la detección de PYVV por RT-PCR, se realizó la confirmación de la ausencia de otros virus en las plantas mediante la prueba serológica DAS-ELISA

(Salazar, 1996), donde se colectaron muestras de tejido de hojas de todas las plantas cultivadas para probar la presencia y/o ausencia de otros 8 virus de papa: *Potato Leafroll Virus* (PLRV), *Andean potato latent virus* (APLV), *Andean potato mottle virus* (APMV), *Oca strain* (AVB-O), *Virus de la Papa X* (PVX), S (PVS), Y (PVY), y *Potato Yellowing virus* (PYV).

Las plantas que dieron positivo a cualquiera de los 8 virus evaluados fueron eliminadas.

5.7.7. Cosecha, rendimiento y determinación de la variedad más susceptible al virus PYVV

Una vez que las plantas de cada variedad culminaron su ciclo de vida, se realizó la cosecha.

Primero, se cortó el follaje, tanto de las plantas sanas como infectadas, y luego de una semana se cosecharon los tubérculos.

Posteriormente, los tubérculos se contabilizaron y clasificaron en tres categorías, según el reglamento de “Mi papa - Seleccionada & Clasificada” (CAPAC PERÚ, 2003) y el Centro Internacional de la Papa (2010) (Tabla N° 2).

5.7.8. Contenido de materia seca

Por cada planta se tomó una muestra de 100g de tubérculo fresco y se cortó en cubos pequeños de 1 a 2 cm, se colocó en bolsas de papel kraf # 25 y se distribuyeron en un horno a 70°C por 72 horas, controlando el peso de las muestras a intervalos regulares hasta que se obtuvo un peso constante. Finalmente, se pesó de inmediato cada muestra y se anotó como peso seco.

El porcentaje de materia seca (MS) será calculado mediante la siguiente fórmula:

$$\%MS = \frac{\text{Peso Seco}}{\text{Peso Fresco}} \times 100$$

En general, se consideraron aceptables un contenido de materia seca de más del 20% (Centro Internacional de la Papa, 2010).

5.7.9. Análisis estadístico

El análisis descriptivo fue generado utilizando Excel. A través de la evaluación visual, las diferencias se pudieron apreciar en ciertos puntos de tiempo, pero el análisis estadístico para determinar la importancia de estas diferencias se llevó a cabo con el paquete estadístico “R 2.15.2”.

VI. RESULTADOS

6.1. Detección de otros virus de papa mediante la prueba serológica DAS-ELISA

De las 150 plantas de papa evaluadas, en 35 de ellas se confirmó la presencia de los virus más importantes que afectan el cultivo de papa, tanto en las plantas infectadas con PYVV como en el tratamiento control de cada variedad. Las plantas que dieron positivo a los virus evaluados fueron eliminadas del experimento (Tabla N°3).

6.2. Detección de síntomas visuales de PYVV

En la variedad CANCHAN INIA, los síntomas del amarillamiento en las venas terciarias y su posterior diseminación a la lámina foliar se observaron entre los 18 y 24 días después de la infección con PYVV (Desviación estándar - DS: 4.77; 95% Intervalo de confianza - IC: 18.36 ± 24) (Figura N° 8). Sólo una planta infectada con el virus no presentó síntomas visuales de la enfermedad. (Tabla N°4).

En la variedad ÚNICA, los síntomas del amarillamiento en las venas terciarias y su posterior diseminación a la lámina foliar se observaron entre los 17 y 28 días después de la infección con PYVV (DS: 7.47; 95% IC: 17.95 ± 28.30) (Figura N° 6). Dos plantas infectadas con el virus no presentaron síntomas de la enfermedad a lo largo del experimento. (Tabla N°5).

En la variedad CLON W.A., los síntomas del amarillamiento en las venas terciarias y su posterior diseminación a la lámina foliar se observaron entre los 19 y 28 días después de la infección con PYVV (DS: 6.40; 95% IC: 19.69 ± 28.56) (Figura N° 7). En esta variedad, todas las repeticiones presentaron los síntomas característicos de la enfermedad. (Tabla N° 6).

En la variedad AMARILLIS., los síntomas del amarillamiento en las venas terciarias y su posterior diseminación a la lámina foliar se observaron entre los 20 y 26 días después de la infección con PYVV (DS: 5.08; 95% IC: 20.91 ± 26.23) (Figura N° 10). En esta variedad, todas las repeticiones presentaron síntomas característicos de la enfermedad. (Tabla N° 7).

En la variedad COSTANERA., los síntomas del amarillamiento en las venas terciarias y su posterior diseminación a la lámina foliar se observaron entre los 22 y 27 días después de la infección con PYVV (DS: 3.46; 95% IC: 22.23 ± 27.77) (Figura N° 9). En esta variedad, todas las repeticiones presentaron síntomas visuales característicos de la enfermedad. (Tabla N° 8).

6.3. Detección de PYVV a través de la técnica de Teledetección

En la variedad Canchan INIA, las plantas infectadas mostraron un patrón de reflectancia distinta en comparación con el tratamiento control a los 10 días después de la inoculación con PYVV (Gráfico N°1) a través de cambios en la reflectancia en la región verde del espectro (531-570 nm). La reflectancia en la región roja (635-667 nm) mostró una respuesta similar al mismo tiempo después de la infección. No se detectaron diferencias entre las plantas sanas e infectadas en la región azul (450-460 nm) y en el infrarojo cercano (NIR 835-870 nm).

Desde los días 14 al 28 después de la infección con PYVV se observa una aparente recuperación transitoria de las plantas, sugerida por la similitud de la reflectancia en comparación con las plantas control. (Gráfico N° 2, 3 y 4)

A partir del día 31 después de la infección, los niveles de reflectancia en las plantas infectadas aumentan en comparación con el patrón de reflectancia del control (Gráfico N° 5)

En la variedad Única se observa un patrón de reflectancia distinto en las plantas infectadas a los 10 días después de la infección con PYVV (Gráfico N°6), a través de

cambios en la reflectancia en la región azul, verde y roja, ya que presentan la misma respuesta en un tiempo similar después de la infección. En cuanto a la región NIR, no se observó diferencias entre las plantas infectadas y sanas.

A los 14 días después de la infección con PYVV, se observa una aparente recuperación transitoria de las plantas, sugerida por la disminución en los patrones de reflectancia en la región azul, verde y roja, en comparación con las plantas control. (Gráfico N°7). Pero, las diferencias volvieron a ser significativas a partir del día 17 después de la infección en adelante. (Gráfico N°8 y 9)

En la variedad Clon W.A., las plantas infectadas mostraron un patrón de reflectancia distinta en comparación con el tratamiento control a los 17 días después de la inoculación con PYVV (Gráfico N°10) a través de cambios en la reflectancia en la región azul, verde y roja del espectro. No se detectaron diferencias entre las plantas sanas e infectadas en el infrarojo cercano. Estas diferencias continuaron hasta el día 24 después de la infección. (Gráfico N° 11)

Se evidenció una recuperación transitoria de las plantas infectadas a los 31 días después de la infección (Gráfico N° 12). A partir del día 37 en adelante, las diferencias de la reflectancia en la región verde y roja del espectro en comparación con las plantas control fueron significativas. (Gráfico N°13, 14)

En la variedad Amarillis, el virus fue detectado a los 14 días después de la infección, ya que las plantas infectadas mostraron un patrón de reflectancia distinta en la región verde en comparación con el tratamiento control. Sin embargo, la distancia entre las repeticiones del control y PYVV no es muy marcada. (Gráfico N°15)

A partir del día 21 después de la infección (Gráfico N° 16), se observa una aparente recuperación transitoria de las plantas infectadas, lo que se evidencia en una similitud de la reflectancia en la región azul, verde y roja del espectro, en comparación con el tratamiento control. Esta recuperación continúa hasta el día 58 después de la infección (Gráfico N° 17), a partir del cual el patrón de reflectancia de las plantas infectadas aumenta en comparación con las plantas control.

En la variedad Costanera se observa un patrón de reflectancia distinto en las plantas infectadas a los 10 días después de la infección con PYVV (Gráfico N°18) a través de

cambios en la reflectancia en la región azul, verde y roja, ya que presentan la misma respuesta en un tiempo similar después de la infección. En cuanto a la región NIR, no se observó diferencias entre las plantas infectadas y sanas.

A los 17 días después de la infección con PYVV, se observa una aparente recuperación transitoria de las plantas, sugerida por la similitud en los patrones de reflectancia en la región azul, verde y roja, en comparación con las plantas control. (Gráfico N°19). Pero, las diferencias volvieron a ser significativas a partir del día 37 después de la infección en adelante. (Gráfico N°20, Gráfico N°21)

6.4. Detección del virus PYVV por el método de Reacción en cadena de la polimerasa con transcriptasa inversa (RT-PCR)

Las hojas se analizaron por RT-PCR para confirmar la presencia o ausencia de PYVV en todas las plantas infectadas con el virus (plantas sintomáticas y asintomáticas), además se colectó tejido foliar de plantas sanas de cada variedad elegidas al azar, haciendo un total de 60 muestras.

Se obtuvieron los fragmentos correspondientes al tamaño esperado (760 pb). Los fragmentos se examinaron por electroforesis en Gel de Agarosa 1%, teñido con 1% de Gel Red. (Figura N° 11, 12 y 13).

6.5. Rendimiento de las 5 variedades de papa infectadas con el virus PYVV

Al cabo de 3 y 4 meses finalizado el experimento, se realizó la cosecha y se registró el número de tubérculos y el peso de éstos producidos por cada planta (Figura N° 14).

En los Gráficos N°22, 23, 24, 25 y 26, se presenta el número total de tubérculos, clasificándolos en tres categorías (Comercial, Doméstica, y No comercial) según el

reglamento de “Mi papa - Seleccionada & Clasificada” (CAPAC PERÚ, 2003) y el Centro Internacional de la Papa (2010). Se puede observar que el número total de tubérculos obtenidos en las plantas control de las 5 variedades es mayor al obtenido en las plantas infectadas con PYVV. Para la variedad Única se obtuvieron un total de 101 tubérculos provenientes de las plantas control y un total de 87 tubérculos provenientes de las plantas infectadas con PYVV (Figura N° 15); en la variedad Clon W.A. se obtuvieron un total de 105 tubérculos de las plantas control y 98 tubérculos de las plantas con PYVV (Figura N° 16); en la variedad Amarillis se pudo obtener un total de 166 tubérculos provenientes de las plantas control y 119 tubérculos provenientes de las plantas con PYVV (Figura N° 17); en la variedad Costanera se obtuvieron un total de 49 tubérculos provenientes de las plantas control y 35 tubérculos provenientes de las plantas infectadas con PYVV (Figura N° 18); finalmente, en la variedad Canchan INIA se obtuvieron un total de 101 tubérculos provenientes de las plantas control y 64 tubérculos provenientes de las plantas con PYVV (Figura N° 19).

En el Gráfico N° 27, se puede observar que la variedad Canchan INIA tuvo el mayor porcentaje de pérdida en rendimiento, obteniendo un 36.63%, seguido de las variedades Costanera y Amarillis con un 28.57% y 28.31%, respectivamente.

La reducción en el rendimiento para la variedad Única fue del 13.86% y, finalmente, la variedad que tuvo una menor reducción en el rendimiento de tubérculos fue Clon W.A. con un 6.67%.

Se determinó el contenido de materia seca dentro de las 24 horas de producida la cosecha con el fin de evitar cambios debido a mermas. Como se observa en el Gráfico N° 28, el porcentaje de peso seco obtenido en el tratamiento control de las 5 variedades evaluadas fue de más del 20% (95% IC). En los tubérculos provenientes de plantas infectadas con PYVV de las variedades Clon W.A. y Costanera, también se obtuvo más del 20% de materia seca. Sin embargo, los tubérculos infectados con PYVV de las variedades Única, Amarillis y Canchan INIA, tuvieron un porcentaje de materia seca inferior al 20% (95% IC).

VII. DISCUSIÓN

Los síntomas de PYVV observados en las 5 variedades de *S. tuberosum*, mostraron concordancia con los reportados en otros trabajos (Salazar, 1997; Zapata, *et al* 2004; Chávez, *et al.* 2009). Los síntomas comenzaron con el aclaramiento y posterior amarillamiento de las nervaduras terciarias, los espacios intervenales permanecieron verdes por un tiempo, luego el amarillamiento se diseminó a las nervaduras secundarias y finalmente a la lámina foliar. Sin embargo, una planta de la variedad Canchan INIA y dos plantas de la variedad Única fueron asintomáticas, lo cual concuerda con estudios reportados por (Salazar *et al.* 2000; Guzmán *et al.* 2010) en los que se reportaron casos de plantas infectadas con PYVV asintomáticas.

Una planta llega a estar estresada cuando cualquier factor biótico o abiótico afecta negativamente su crecimiento y desarrollo. El estrés puede ser agudo o crónico, y puede acelerar muchos cambios que se asemejan al síndrome de senescencia. El estrés o la enfermedad se expresa de muchas formas. Los problemas en el abastecimiento de agua o el control del balance de agua en los tejidos cierra las estomas e impide la fotosíntesis, reduce la evapotranspiración e incrementa la temperatura de la superficie de las hojas. Otros síntomas incluyen cambios morfológicos como el enrollamiento de las hojas, marchitamiento o retraso en el crecimiento, clorosis, necrosis, etc. La detección y cuantificación precisa y rápida de los síntomas tempranos son a menudo difíciles. Sin embargo, la teledetección es un medio para detectar y evaluar los cambios en las plantas (Nilsson, 1995). Debido a que cualquier estrés fisiológico, enfermedad, o la cantidad reducida de los pigmentos fotosintéticos provoca un aumento de la reflectancia, se evaluaron serológicamente las 150 plantas de papa para determinar la presencia de otros virus que afectan a este cultivo, encontrándose los siguientes: PVS (*Virus de la Papa S*), APMV (*Andean potato mottle virus*), PYV (*Potato Yellowing virus*), PVX (*Virus de la Papa X*), APLV (*Andean potato latent virus*), PLRV (*Potato Leafroll Virus*). Las plantas que resultaron ser positivas para los virus mencionados fueron eliminadas, dejando sólo 115 plantas de papa, ya que sólo se quería evaluar el comportamiento del PYVV y su detección temprana mediante la técnica de teledetección.

La aparición de los síntomas visuales en la variedad Canchan INIA se dio entre los 18 y 24 días después de la infección, en la variedad Única entre los 17 y 28 días, en Clon W.A. entre los 19 y 28 días, en Amarillis entre los 20 y 26 días y finalmente en la variedad Costanera los síntomas aparecieron entre los 22 y 27 días post infección.

Se esperó que el patrón de reflectancia de las plantas sanas y enfermas difiera en el rango visible y NIR del espectro debido a la fisiología. Los cambios en la reflectancia, a medida que una planta envejece, se atribuyen a los cambios en relación de las hojas nuevas y viejas con diferentes concentraciones de pigmentos que absorbe la luz en este rango del espectro. Con el inicio de la translocación de asimilados de la parte aérea de los tubérculos, las hojas inician un proceso de senescencia rápida que se asemeja espectralmente al efecto producido por factores de estrés en una planta enferma. Sin embargo, los efectos de los factores de estrés biótico o abiótico interrumpen el patrón normal de cambio de reflectancia que se produce en una planta sana a lo largo de su desarrollo desde la emergencia hasta la madurez (Chávez *et al.* 2010).

El análisis de la reflectancia en las secciones del espectro (azul, verde, rojo) reveló un patrón de reflectancia distinto de las plantas infectadas, en comparación con las plantas control. Esta diferencia fue evidente para varias longitudes de onda dentro de la sección visible del espectro electromagnético en el día 10 después de la infección para las variedades Canchan INIA, Única y Costanera; en la variedad Amarillis las diferencias fueron notorias en el día 14 después de la infección, y finalmente en la variedad Clon W.A. a los 17 días post infección. La región verde (531 – 570 nm), mostró la banda de respuesta más sólida. La reflectancia en la región azul (450 – 460 nm) y roja (635 – 667 nm) también fueron indicativos de infección. La región NIR (835 – 870 nm) no proporcionó evidencia robusta de las diferencias entre los tratamientos y además las respuestas fueron muy variables en el tiempo. Por lo tanto, NIR sería un indicador poco fiable de la presencia del virus. Los resultados concuerdan con lo reportado por Chávez *et al.* 2010.

Los datos de la reflectancia registrados en la variedad Canchan INIA demuestran que se pudo detectar la presencia del virus entre 8 y 14 días antes de la aparición de los síntomas característicos de la enfermedad; en la variedad Única se pudo detectar al virus entre 7 y 18 días antes de que se observen visualmente los síntomas de la infección con

PYVV; en la variedad Amarillis entre 6 y 12 días; en Costanera entre 12 y 17 días; y en la variedad Clon W.A. entre 2 y 11 días antes de que los síntomas fueran perceptibles.

La aparente recuperación transitoria de las plantas infectadas, sugerida por la realineación de los espectros observados, podría explicarse por el hecho de que las plantas poseen más de un mecanismo de defensa para protegerse contra los ataques de diferentes patógenos. Se ha demostrado que algunas interacciones virus-huésped naturalmente conducen la recuperación del huésped. Aunque algunos de los mecanismos de defensa son aún desconocidos, hay uno especialmente dirigido a evitar las infecciones virales, llamado silenciamiento de ARN, reportado en papa, tabaco, camote y otras especies (Chávez *et al.* 2010; Untiveros, 2010). El silenciamiento de genes es un sofisticado sistema de defensa mediante el cual las plantas disparan, en respuesta a infecciones localizadas de virus fitopatógenos, un mecanismo de degradación de ARN viral. Durante el proceso de su replicación, los virus ARN generan moléculas intermediarias de ARN de doble cadena (ARNdc). Las células de las plantas normalmente no poseen ARNdc. Así, estas moléculas son detectadas por el mecanismo de vigilancia de la planta y posteriormente degradadas a pequeños fragmentos de ARNdc que finalmente son desnaturalizados y dirigen la degradación específica de transcritos homólogos. Dicha respuesta de silenciamiento es adaptativa y puede ser diseminada sistémicamente dentro de la planta hospedante, protegiéndola de ataques subsecuentes del mismo virus o de otros que presenten secuencias de nucleótidos similares (Jovel y Ramírez, 2002).

Además, parece que las plantas jóvenes pueden ejercer más resistencia a la infección viral y las transcripciones virales expresadas endógenamente (Chávez *et al.* 2010).

Este hallazgo podría explicar por qué el análisis de la reflectancia mostró una recuperación temporal precoz de plantas infectadas con PYVV, como se evidencia mediante la similitud de su espectro de reflectancia en comparación con la de las plantas control, ya que las plantas en esta etapa eran juveniles. De esta manera se observa que las variedades Canchan INIA y Única presentaron un periodo de recuperación transitoria a los 14 días después de la infección con PYVV; la variedad Costanera a los 17 días, la variedad Amarillis a los 21 días y la variedad Clon W.A. a los 31 días post infección.

Como se observa en los resultados, en la variedad Clon W.A se evidencia una recuperación tardía. Esto podría explicarse debido a que los virus fitopatógenos se han defendido y evolutivamente han desarrollado diferentes estrategias moleculares para neutralizar la maquinaria de silenciamiento de las plantas hospedantes (Jovel y Ramírez, 2002; Atencio, F. 2005). La hipótesis más comúnmente aceptada establece que el hecho que el PTGS (silenciamiento génico post-transcripcional) sea un mecanismo de defensa antiviral en plantas, abre entonces la posibilidad de que los virus hayan sido sometidos a una presión de selección que, como consecuencia de procesos coevolutivos y de forma convergente, ha derivado en la codificación de proteínas capaces de evadir o suprimir diferentes etapas de dicho mecanismo defensivo del huésped, promoviendo, en parte, el éxito de la infección viral del huésped susceptible, aunque de los mecanismos moleculares de supresión sólo se tiene un conocimiento muy parcial, en gran parte debido a la diversidad de mecanismos bajo los cuales operan estas proteínas supresoras (Atencio, F. 2005).

Los datos obtenidos indican que, la recuperación es cíclica: las plantas se recuperan, a continuación muestran la enfermedad y luego se recuperan de nuevo. Sin embargo, después de un período, el virus se acumula a niveles más altos y la enfermedad invade la planta. En la variedad Canchan INIA, luego del periodo de recuperación, los niveles de reflectancia aumentaron a partir de los 31 días post infección en adelante, la variedad Única a los 17 días, la variedad Amarillis a los 58 días, y en las variedades Costanera y Clon W.A. a los 37 días después de la infección con PYVV.

La reducción en la producción total de un cultivo de papa puede ser debido a varios factores, entre ellos el impacto negativo de los agentes patógenos o condiciones ambientales óptimas. Se ha informado de que los virus de la papa pueden reducir el rendimiento entre 10 a 90%, dependiendo de la variedad huésped, la cepa del virus y de las condiciones ambientales (Guzmán, *et al.* 2012). PYVV es uno de estos patógenos, ya que es un virus re-emergente en países andinos que infecta plantas de papa en Colombia (Cundinamarca, Nariño, Boyacá y Antioquía), Venezuela, Perú y Ecuador (Rodríguez, *et al.* 2015). Las pérdidas de rendimiento en diferentes variedades del grupo Andígena se han estimado en aproximadamente el 50% con la reducción del número de tubérculos. En Colombia, se informó de una reducción del rendimiento entre un 28 a un 50% en la variedad Diacol Capiro (Grupo Andígena). (Guzmán, *et al.* 2012).

De las 5 variedades evaluadas los datos obtenidos indican que las plantas que presentan el virus muestran una reducción en el número de tubérculos en comparación con las plantas control, observando que la variedad Canchan INIA fue la más susceptible, causando el más alto porcentaje de pérdida (36.63%) en comparación con las otras variedades de papa evaluadas (Costanera 28.57% y Amarillis 28.31%); estos resultados muestran que el impacto de PYVV en las variedades Canchan INIA, Costanera y Amarillis son similares a los datos reportados para el cultivar Criolla Colombia (grupo Phureja), con reducciones de 33% y 48% en plantas con PYVV en dos ensayos realizados en diferente periodo de tiempo y diferentes condiciones climáticas (Guzmán, *et al.* 2012). Datos similares se han reportado para la variedad Diacol Capiro (Grupo Andígena) con reducción en el rendimiento entre 28 a 50% (Salazar, *et al.* 2000).

De acuerdo a los resultados obtenidos por RT-PCR, se confirmó la presencia del virus PYVV tanto en las plantas sintomáticas como en las asintomáticas (una planta de la variedad Canchan INIA y dos plantas de la variedad Única), tal como se observa en otras investigaciones (Guzmán, *et al.* 2012). De esta manera se puede demostrar que el sensor del espectroradiómetro es sensible a la detección del virus PYVV.

El porcentaje de materia seca es una manera alternativa de estimar el contenido sólido de los tubérculos, y da una indicación de la calidad de procesamiento y cocción. Luego de producida la cosecha, se evaluó el contenido de materia seca de los tubérculos de cada variedad. En general, se consideran aceptables un contenido de materia seca de más del 20%. Los tubérculos que se ajustan a este criterio producen un buen rendimiento de hojuelas fritas que absorben menos aceite y tienen mejor textura. Valores más bajos indican una calidad inaceptable para la mayoría de propósitos de procesamiento (Centro Internacional de la Papa, 2010). De acuerdo a los resultados obtenidos, se consideran aceptables los tubérculos provenientes de las plantas sanas de las 5 variedades, además de los tubérculos provenientes de las plantas infectadas con PYVV de las variedades Clon W.A. y Costanera, ya que el porcentaje de materia seca fue más del 20%. Por el contrario, se consideran de calidad inaceptable los tubérculos provenientes de las plantas infectadas con PYVV de las variedades Única, Amarillis y Canchan INIA, ya que el contenido de materia seca fue inferior al 20%.

VIII. CONCLUSIONES

- ✓ Se pudo hacer un diagnóstico precoz de la infección por PYVV en las 5 variedades de papa; siendo Canchan INIA, Única y Costanera, las variedades que se pudieron detectar con mayor anticipación, es decir, entre 8 y 14 días antes de la aparición de los síntomas visuales para Canchan INIA, entre 7 y 18 días antes en la variedad Única, y entre 12 y 17 días antes de la detección de los síntomas visuales para la variedad Costanera.
- ✓ Se obtuvieron plantas infectadas con PYVV y confirmadas por RT-PCR siendo algunas de ellas asintomáticas.
- ✓ La variedad Canchan INIA fue la variedad más susceptible, ya que presentó el mayor porcentaje de reducción en el rendimiento, con un 36.63%, seguido de Costanera y Amarillis con un 28.57% y 28.31%, respectivamente. Clon W.A. fue la variedad menos afectada en cuando a la reducción en el rendimiento, con un 6.67%.

IX. RECOMENDACIONES

Se recomienda realizar el mismo ensayo un año continuo a este ensayo como parte de la validación del uso de la técnica de detección, ya que éste podría ser afectado por las condiciones medio ambientales, ya que el efecto del cambio climático también está afectando el comportamiento y co-evolución del virus en las plantas.

REFERENCIAS CITADAS

- ✓ ANTONIO, R. ALMOROX, J.A. 1999. Aplicación de sensores remotos en la detección y evaluación de plagas y enfermedades en la vegetación. VIII Congreso Nacional de Teledetección. Albacete, España. pp. 64-67.
- ✓ ATENCIO, F. 2005. Análisis del silenciamiento génico en infecciones virales en plantas. Proteínas virales supresoras en un Sistema silenciado. Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Madrid.
- ✓ CAPAC, PERU. 2003. REGLAMENTO DE USO PARA LA MARCA “Mi Papa – Seleccionada & Clasificada”.
- ✓ CENTRO INTERNACIONAL DE LA PAPA (CIP). 2010. Procedimientos para pruebas de evaluación estándar de clones avanzados de papa. Guía para colaboradores internacionales.
- ✓ CHAVES-BEDOYA, G.; CUBILLOS, K.; GUZMÁN-BARNEY, M. 2014. First report of recombination in *Potato yellow vein virus* (PYVV) in Colombia. *Tropical Plant Pathology*, vol. 39(3):234-241.
- ✓ CHÁVEZ, P.; YARLEQUÉ, C.; PIRO, O.; POSADAS, A.; MARES, V.; LOAYZA, H.; CHUQUILLANQUI, C.; ZOROGASTÚA, P.; FLEXAS, J.; and QUIROZ, R. 2010. Applying Multifractal Analysis to Remotely Sensed Data for Assessing PYVV Infection in Potato (*Solanum tuberosum* L.) Crops. *Remote sensing*, 2, 1197-1216
- ✓ CHÁVEZ, P.; ZOROGASTÚA, P.; CHUQUILLANQUI, C.; SALAZAR, L. F.; MARES, V.; QUIROZ, R. 2009. Assessing Potato Yellow Vein Virus (PYVV) infection using remotely sensed data. *Int. J. Pest Manag.* 55, 251–256.
- ✓ CUBILLOS, K. 2011. Determinación de variantes del Virus del Amarillamiento de las Nervaduras de la hoja de Papa (PYVV) por análisis molecular de tres genes en aislados colombianos de *Solanum* spp. Universidad Nacional de Colombia.

- ✓ FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS [Internet]. Año Internacional de la Papa 2008. Disponible en <http://www.fao.org/potato-2008/es/index.html>

- ✓ FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. STATISTICS DIVISION. 2015. [Internet]. Disponible en http://faostat3.fao.org/browse/rankings/commodities_by_regions/S

- ✓ GAMARRA, H. 2002. Transmisión del virus del amarillamiento de las venas de la papa en variedades y/o clones de *Solanum tuberosum* Linneo, 1753. Tesis Licenciada en Biología. Universidad Ricardo Palma, 98 pp.

- ✓ GAMARRA, H.; JUAREZ, H.; GIRALDO, D.; BARKER, I.; FUENTES, S.; MULLER, G.; MORALES, F. 2009. *Potato Yellow Vein Virus: A model for emerging potato diseases and climate change*. International Society for Tropical Root Crops (ISTRC) 131-137 pp.

- ✓ GILABERT, M.A.; GARCÍA-HARO, F.J.; GONZÁLEZ PIQUERAS, J. 1997. Acerca de los índices de vegetación. *Revista de Teledetección* 8, 1–10.

- ✓ GIL, J. F. 2010. Diagnóstico y caracterización molecular de virus asociados al cultivo de la papa en Colombia, con énfasis en el virus MOP-TOP (PMTV, POMOVIRUS). Tesis de grado, Universidad Nacional de Colombia.

- ✓ GUZMÁN, M.; RODRÍGUEZ, P. 2010. Susceptibility of *Solanum phureja* (Juz. et Buk.) to potato yellow vein virus. *Agronomía Colombiana* 28 (2), 219-224.

- ✓ GUZMÁN, M.; FRANCO, L.; RODRIGUEZ, D.; VARGAS, L.; FIERRO, J. E. 2012. Yield Losses in *Solanum tuberosum* Group Phureja Cultivar Criolla Colombia in Plants with Symptoms of PYVV in Field Trials. *Am. J. Pot Res* 89:438-447.

- ✓ JAMES, G. 2010. Remote sensing for detection of *Rhizoctonia* Crown and Root Rot in sugar beet and the impact of the disease on chlorophyll content. Thesis for the degree of Master of Science.

- ✓ JOVEL, J.; RAMÍREZ, P. 2002. Silenciamiento de genes virales: el contraataque de las plantas frente a infecciones de virus fitopatógenos. *Manejo Integrado de Plagas y Agroecología (Costa Rica) No. 66 p. 49-61.*

- ✓ KNIPLING, E. 1970. Physical and Physiological Basis for the Reflectance of Visible and Near-Infrared Radiation from Vegetation. *Remote Sensing of Environment, 155-159*

- ✓ LOAYZA, H.; CHÁVEZ, R.; QUIROZ, A.; POSADAS, C.; CHUQUILLANQUI Y SALAZAR, L. 2007. Detección Temprana del virus del amarillamiento de las venas (PYVV) en Cultivos de papa Mediante Técnicas de percepción Remota. Presentado en ECI07 Encuentro Científico Internacional "Alberto Cazorla Talleri", Enero 2-5, 2007, Lima, Perú.

- ✓ LOPEZ, R.; ASENSIO, C.; GUZMAN, M.; BOONHAM, N. 2006. Development of real-time and conventional RT-PCR assays for the detection of potato yellow vein virus (PYVV). *Journal of Virological Methods 136. 24-29*

- ✓ NILSSON, H. E. 1995. Remote sensing and image analysis in plant pathology. *Annu. Rev. Phytopathol. 15: 489-527.*

- ✓ OSORIO, M.; MARQUES, A.; ROMAY, G.; ROA, S.; DEMEY, J.; VEGAS, A. 2016. Adaptación de la técnica RT-PCR para el diagnóstico del Virus del amarillamiento de las venas de papa en Venezuela. *Bioagro 28 (1): 47-52.*

- ✓ PINTER, P. J.; HATFIELD, J. L.; SCHEPERS, J. S.; BARNES, E. M.; MORAN, S. M.; DAUGHTRY, C. S. T. AND UPCHURCH, D. R. 2003. Remote sensing for crop management. *Photogrammetric Engineering & Remote Sensing. Vol. 69, No. 6, pp. 647-664*

- ✓ PROEXPANSIÓN. 2011. CAMBIOS DEL SECTOR PAPA EN EL PERÚ EN LA ÚLTIMA DÉCADA: LOS APORTES DEL PROYECTO INNOVACIÓN Y COMPETITIVIDAD DE LA PAPA (INCOPA).

- ✓ PULGARÍN, J.M.; DÍAZ, M.C. 1989. Relaciones Insecto-patógeno en el problema del amarillamiento de las venas de la papa. Trabajo de investigación

para obtener el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias Agropecuarias Seccional Medellín 94 pp.

- ✓ RED AGRÍCOLA. 2013. [Internet]. Disponible en <http://www.redagricola.com/noticias/peru/la-produccion-de-papa-en-peru-llego-los-4-millones-de-toneladas>
- ✓ REISIG, D.; GODFREY, L. 2007. Spectral response of cotton aphid- (Homoptera: Aphididae) and spider mite- (Acari: Tetranychidae) Infested Cotton: Controlled Studies. *Envirom. Entomol.* 36(6): 1466-1474.
- ✓ RODRIGUEZ, L. E. 2009. Teorías sobre la clasificación taxonómica de las papas cultivadas (*Solanum L. sect. Petota Dumort.*). Una revisión. *Agronomía Colombiana* 27(3), pp. 305-312.
- ✓ RODRÍGUEZ, P.; FRANCO, L.; GUZMÁN. M. 2015. Inter and Intra variation of *Potato Yellow Vein Virus* in three potato species from Colombia. *Rev. Fac. Nal. Agr. Medellín* 68 (1): 7387-7398
- ✓ SALAZAR, L.F. 1996. Potato viruses and their control. The International Potato Center (CIP). Lima, Peru. p214.
- ✓ SALAZAR, L.F. 1997. La enfermedad del amarillamiento de las venas de la papa: Evidencia de la Presencia de un Virus Inusual. *Agroenfoque (Perú)* 12:24-26.
- ✓ SALAZAR, L.; MULLER, G.; QUERCI, M.; ZAPATA, J.; OWENS, R. 2000. Potato yellow vein virus: its host range, distribution in South America and identification as a crinivirus transmitted by *Trialeurodes vaporariorum*. *Ann. Appl. Biol.* 137:007-019.
- ✓ SPOONER, D. M.; SALAS, A. 2006. Structure, biosystematics, and genetic resources. pp. 1-39.
- ✓ UNTIVEROS, M. 2010. Estudio de la Variabilidad genética del *Sweet potato feathery mottle virus* (SPFMV) y virus relacionados existentes en camote

[*Ipomea batatas* (L.)]. Tesis para optar el grado académico de Magister en Biología Molecular. Lima-Perú.

- ✓ ZAPATA, J L.; SALDARRIAGA, A.; SALAZAR, L.F. 2004. El amarillamiento de venas de la papa. Boletín Técnico 21 CORPOICA. Centro de Investigación “La Selva” Rionegro, Antioquía, Colombia.

ANEXOS

ANEXO 1: Protocolo de extracción de ARN totales con Trizol

1. Moler de 100 a 200 mg de tejido vegetal fresco con 1.5 mL de Trizol en una bolsa de muestreo (plástico). Macerar usando un tubo de vidrio, luego transferir el resultado a un tubo microcentrífuga Eppendorf de 2 mL. Vórtex por 5 min a temperatura ambiente.
2. Centrifugar a 14 000 rpm por 5 min.
3. Transferir la fase líquida a un nuevo tubo de microcentrífuga Eppendorf de 2 mL y agregar 0.4 mL de cloroformo. Agitar vigorosamente por 15 segundos (no utilizar vórtex), y dejar a temperatura ambiente por 2 minutos.
4. Centrifugar a 14 000 rpm por 15 minutos a 4°C y transferir la fase acuosa a un nuevo tubo de microcentrífuga Eppendorf de 1.5 mL. Agregar 1 mL de Isopropanol, homogeneizar suavemente. Incubar por 10 minutos a temperatura ambiente.
5. Centrifugar a 14 000 rpm por 10 minutos a 4°C.
6. Desechar el sobrenadante y lavar el pellet formado (sedimento) con 1 mL de Etanol al 70-80%, y centrifugar a 14 000 rpm por 10 minutos.
7. Decantar el sobrenadante y re suspender el pellet resultante en 250 µL de NFW (Nuclease - Free Water). Añadir 250 µL de cloruro de litio (LiCl) 4M. Incubar por 24 horas a 4°C.
8. Sedimentar el RNA por centrifugación a 14 000 rpm por 20 minutos a 4°C.
9. Desechar el sobrenadante y lavar el sedimento con 1 mL de Etanol al 70-80%.
10. Centrifugar a 14 000 por 10 minutos a 4°C.
11. Desechar el sobrenadante y dejar secar el sedimento a temperatura ambiente por 30 minutos.
12. Re suspender el pellet resultante en 20 µL de NFW (Nuclease - Free Water) y guardar a -20°C.

TABLAS

Incidence (% of symptomatic plants per plot)	Variety	Reduction (%)		Country	Reference
		Yield	Number of tubers		
10–23	-	50	-	Ecuador	Díaz 1966
0.01–0.04	Diacol Capiro	41.8	52.9	Colombia	Saldarriaga 1988
15–100	Picacho	53.8	16.6		
28	Cumanday	-	-		
56–100	La Montañita			Venezuela	Ortega and Rodriguez 2005

Tabla N° 1. Reducción en el rendimiento causado por PYVV en diferentes variedades de *S. tuberosum* grupo Andígena con diferentes niveles de infección.

Fuente: Guzmán *et al.*, (2012).

Canchan	diam. Chico	Peso
"Extra"	>= 6 cm	>= 266g
"Selecta"	5.1 - 5.9 cm	135 - 265g
"Comercial"	4.5 - 5.0 cm	86 - 134g
"Domestica"	3.4 - 4.4 cm	37 - 85g
"Baby"	2.6 - 3.3 cm	21 - 36g
Perricholi	diam. Chico	Peso
"Extra"	>= 6 cm	>= 208g
"Selecta"	5.1 - 5.9 cm	132 - 207g
"Comercial"	4.5 - 5.0 cm	97 - 131g
"Domestica"	3.4 - 4.4 cm	56 - 96g
"Baby"	2.6 - 3.3 cm	38-55g
Peruanita	diam. Chico	Peso
"Extra"	>= 6 cm	>= 205g
"Selecta"	5.1 - 5.9 cm	118 - 204g
"Comercial"	4.5 - 5.0 cm	82 - 117g
"Domestica"	3.4 - 4.4 cm	41 - 81g
"Baby"	2.6 - 3.3 cm	27-40g
Capiro	diam. Chico	Peso
"Extra"	>= 6 cm	> 354g
"Selecta"	5.1 - 5.9 cm	178 - 353g
"Comercial"	4.5 - 5.0 cm	112 - 177g
"Domestica"	3.4 - 4.4 cm	48 - 111g
"Baby"	2.6 - 3.3 cm	27 -47g
Amarilla Tumbay	diam. Chico	Peso
"Extra"	> 6.5 cm	>= 218
"Selecta"	5.6 - 6.5 cm	133-217g
"Comercial"	4.5 - 5.5 cm	77-132g
"Domestica"	3.4 - 4.4 cm	44 - 75g
"Baby"	2.6 - 3.3 cm	30-43g

Tabla N°2. Clasificación de tubérculos.

Fuente: Reglamento de “Mi papa - Seleccionada & Clasificada” (CAPAC PERÚ, 2003).

Plantas infectadas con otros virus de papa

Variedad Unica		Veriedad Clon W.A		Veriedad Canchan INIA		Veriedad Amarillis		Veriedad Costanera	
Plantas con PYW	Plantas Control	Plantas con PYW	Plantas Control	Plantas con PYW	Plantas Control	Plantas con PYW	Plantas Control	Plantas con PYW	Plantas Control
Nº1	Nº1	Nº1	Nº 1	Nº 1	Nº1	Nº1	Nº1	Nº1 ^a	Nº1
Nº2 ^a	Nº2	Nº2	Nº 2	Nº 2	Nº2	Nº2	Nº2	Nº2 ^a	Nº2
Nº3	Nº3	Nº3	Nº 3	Nº 3	Nº3	Nº3	Nº3	Nº3 ^a	Nº3
Nº4	Nº4	Nº4 ^a	Nº 4 ^a	Nº 4	Nº4	Nº4	Nº4	Nº4 ^a	Nº4
Nº5	Nº5	Nº5 ^a	Nº 5	Nº 5 ^e	Nº5	Nº5	Nº5	Nº5 ^a	Nº5
Nº6	Nº6	Nº6	Nº 6 ^a	Nº 6	Nº6	Nº6	Nº6	Nº6	Nº6 ^a
Nº7	Nº7	Nº7	Nº 7	Nº 7	Nº7	Nº7	Nº7	Nº7	Nº7
Nº8	Nº8 ^a	Nº8 ^a	Nº 8	Nº 8	Nº8	Nº8	Nº8 ^c	Nº8 ^a	Nº8
Nº9 ^a	Nº9	Nº9	Nº 9	Nº 9	Nº9	Nº9	Nº9 ^b	Nº9	Nº9
Nº10 ^a	Nº10	Nº10	Nº 10	Nº 10	Nº10	Nº10	Nº10	Nº10 ^a	Nº10
Nº11	Nº11	Nº11	Nº 11	Nº 11	Nº11	Nº11	Nº11	Nº11 ^a	Nº11 ^a
Nº12	Nº12	Nº12 ^d	Nº 12	Nº 12 ^a	Nº12	Nº12	Nº12	Nº12	Nº12 ^a
Nº13 ^b	Nº13	Nº13 ^d	Nº 13	Nº 13 ^b	Nº13 ^a	Nº13	Nº13	Nº13	Nº13
Nº14 ^{b,c}	Nº14	Nº14 ^a	Nº 14	Nº 14	Nº14 ^{a,b,e,f}	Nº14	Nº14	Nº14	Nº14 ^a
Nº15	Nº15	Nº15 ^a	Nº 15	Nº 15	Nº15	Nº15	Nº15	Nº15 ^a	Nº15

Tabla N° 3. Plantas infectadas con otros virus de papa: ^a PVS (Virus de la Papa S), ^b APMV (Andean potato mottle virus), ^c PYV (Potato Yellowing virus), ^d PVX (Virus de la Papa X), ^e APLV (Andean potato latent virus), ^f PLRV (Potato Leafroll Virus).

PYW (Repeticiones)	Detección visual del virus (Días)
Planta Nº1	17
Planta Nº2	22
Planta Nº3	21
Planta Nº4	17
Planta Nº6	17
Planta Nº7	21
Planta Nº8	No presentó síntomas visuales
Planta Nº9	28
Planta Nº10	28
Planta Nº11	28
Planta Nº14	17
Planta Nº15	17

Tabla N°4. Día de detección de los síntomas visuales en la variedad CANCHAN INIA según planta.

PYW (Repeticiones)	Detección visual del virus (Días)
Planta N°1	17
Planta N°3	28
Planta N°4	17
Planta N°5	17
Planta N°6	37
Planta N°7	28
Planta N°8	No presentó síntomas
Planta N°11	No presentó síntomas
Planta N°12	24
Planta N°15	17

Tabla N°5. Día de detección de los síntomas visuales en la variedad ÚNICA según planta.

PYW (Repeticiones)	Detección visual del virus (Días)
Planta N°1	24
Planta N°2	24
Planta N°3	22
Planta N°6	17
Planta N°7	24
Planta N°9	37
Planta N°10	28
Planta N°11	17

Tabla N°6. Día de detección de los síntomas visuales en la variedad CLON W.A. según planta.

PYW (Repeticiones)	Detección visual del virus (Días)
Planta N°1	22
Planta N°2	17
Planta N°3	17
Planta N°4	21
Planta N°5	28
Planta N°6	28
Planta N°7	28
Planta N°9	17
Planta N°10	24
Planta N°11	28
Planta N°12	17
Planta N°13	24
Planta N°14	31
Planta N°15	28

Tabla N°7. Día de detección de los síntomas visuales en la variedad AMARILLIS según planta.

PYW (Repeticiones)	Detección visual del virus (Días)
Planta N°6	28
Planta N°7	28
Planta N°9	28
Planta N°12	24
Planta N°13	21
Planta N°14	21

Tabla N°8. Día de detección de los síntomas visuales en la variedad COSTANERA según planta.

GRÁFICOS

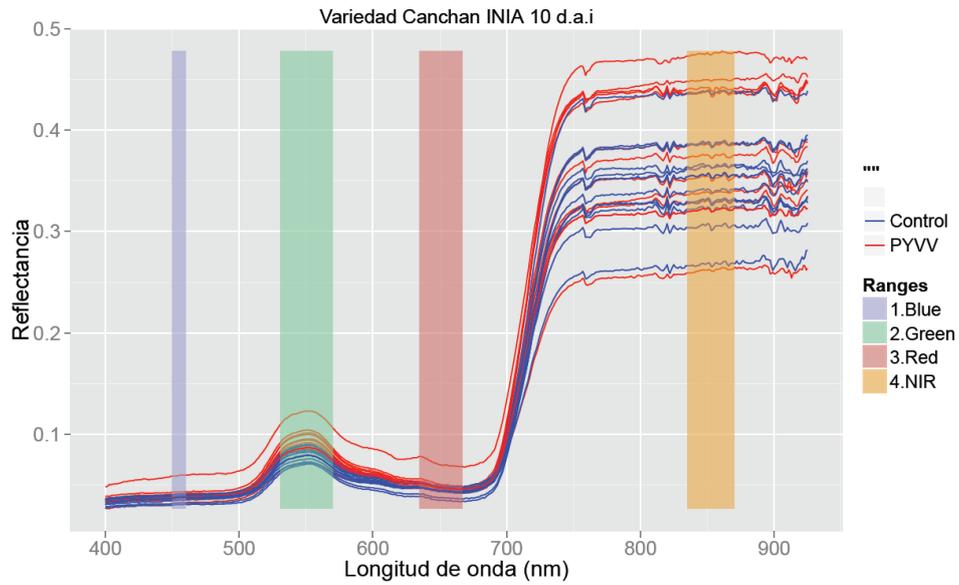


Gráfico N° 1. Variedad Canchan INIA. Reflectancia registrada a los 10 días después de la infección con PYVV.

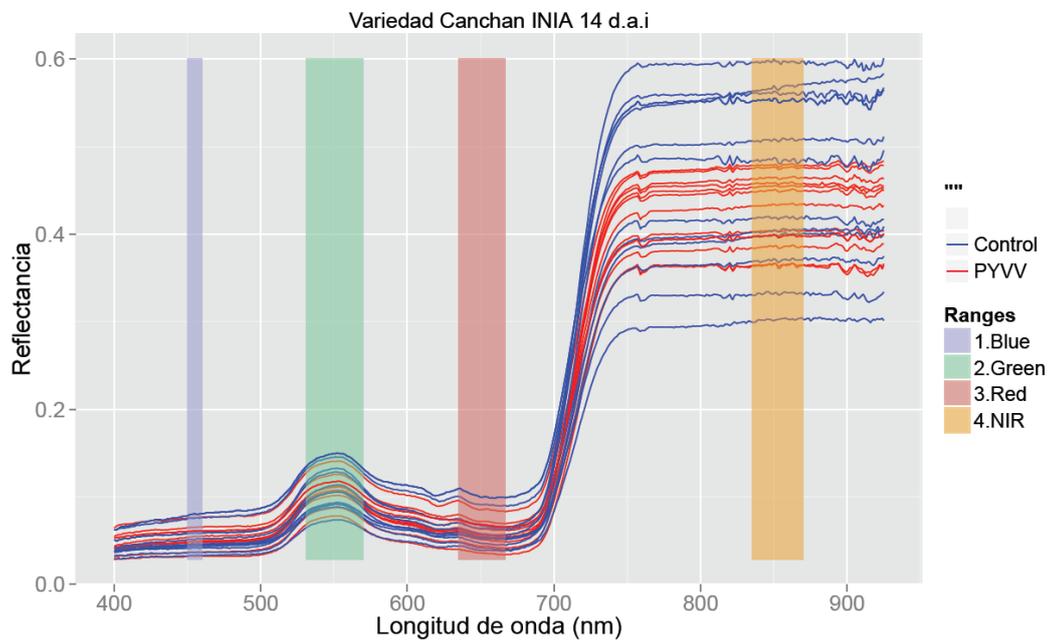


Gráfico N° 2. Variedad Canchan INIA. Reflectancia registrada a los 14 días después de la infección con PYVV

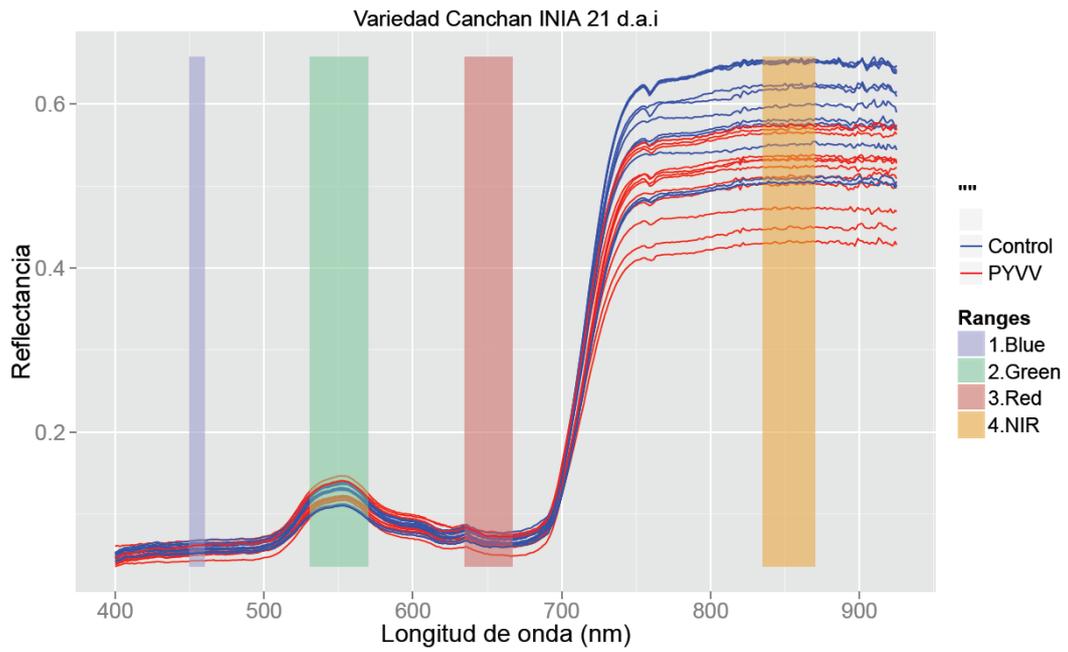


Gráfico N° 3. Variedad Canchan INIA. Reflectancia registrada a los 21 días después de la infección con PYVV

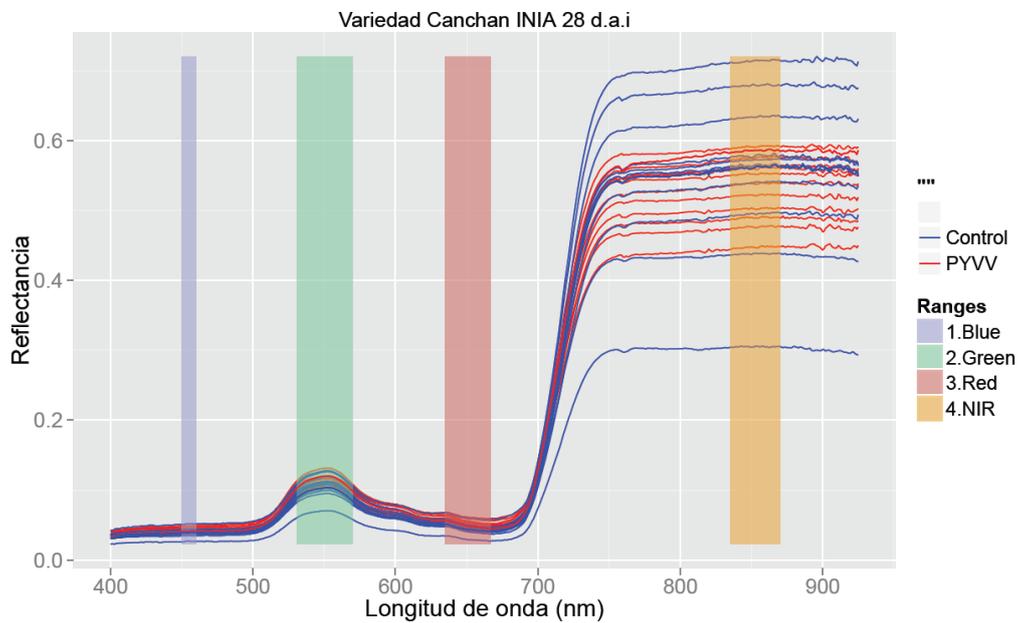


Gráfico N° 4. Variedad Canchan INIA. Reflectancia registrada a los 28 días después de la infección con PYVV

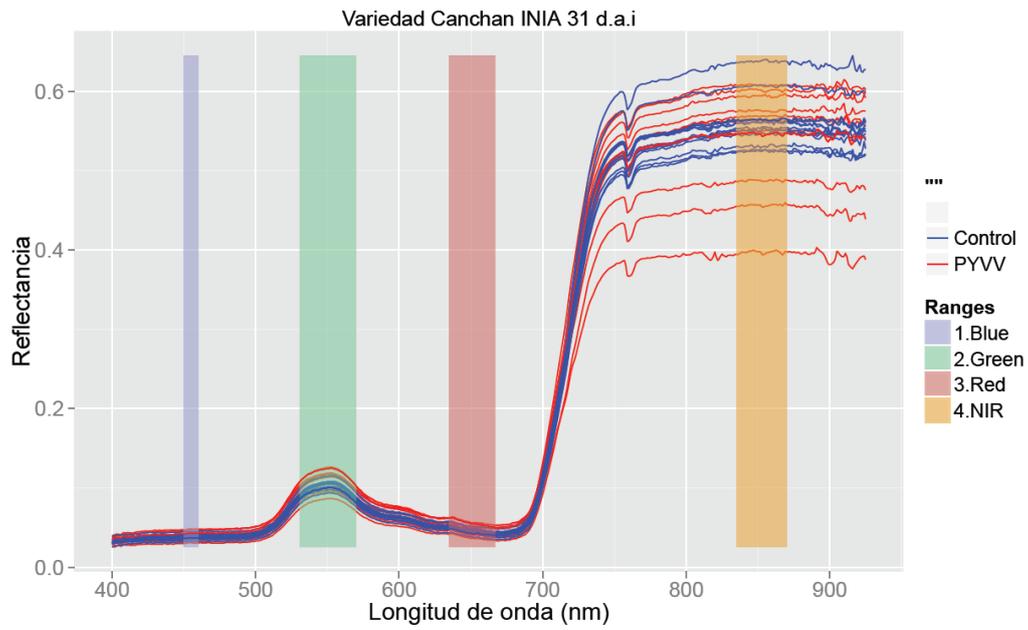


Gráfico N° 5. Variedad Canchan INIA. Reflectancia registrada a los 31 días después de la infección con PYVV

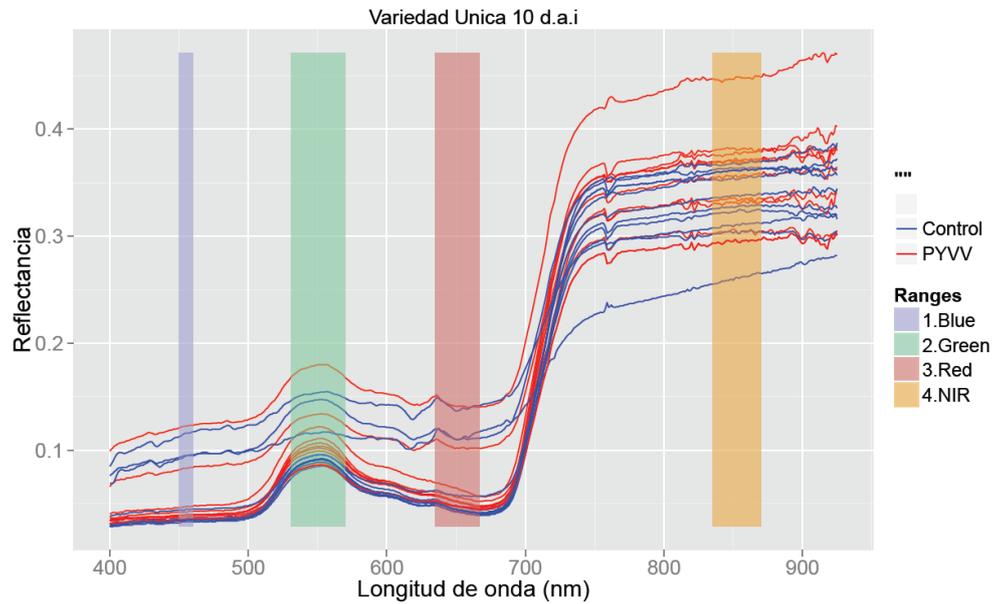


Gráfico N° 6. Variedad Única. Reflectancia registrada a los 10 días después de la infección con PYVV

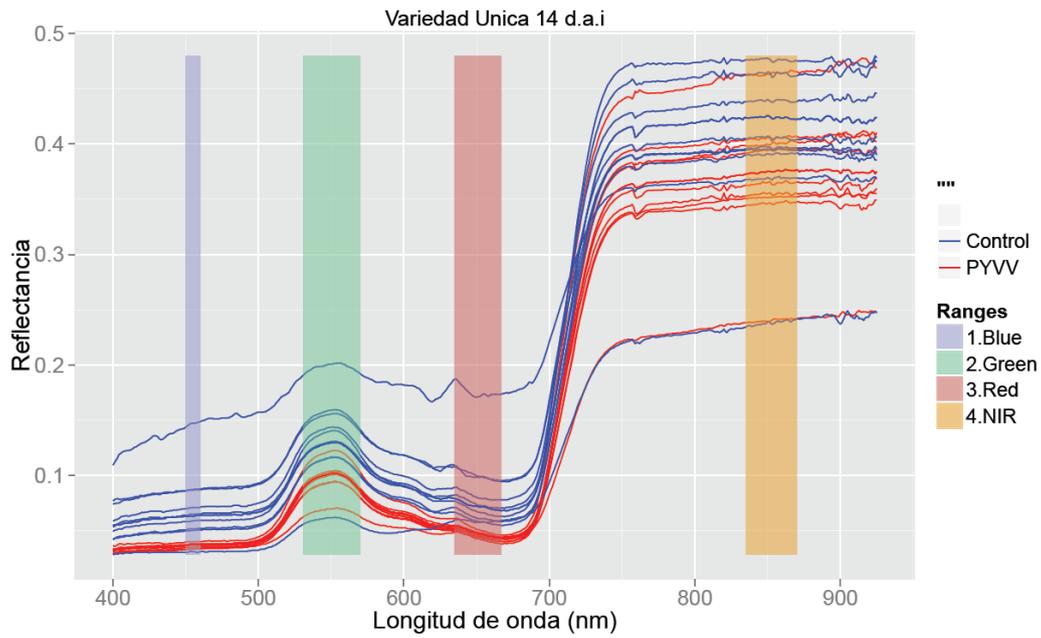


Gráfico N° 7. Variedad Única. Reflectancia registrada a los 14 días después de la infección con PYVV

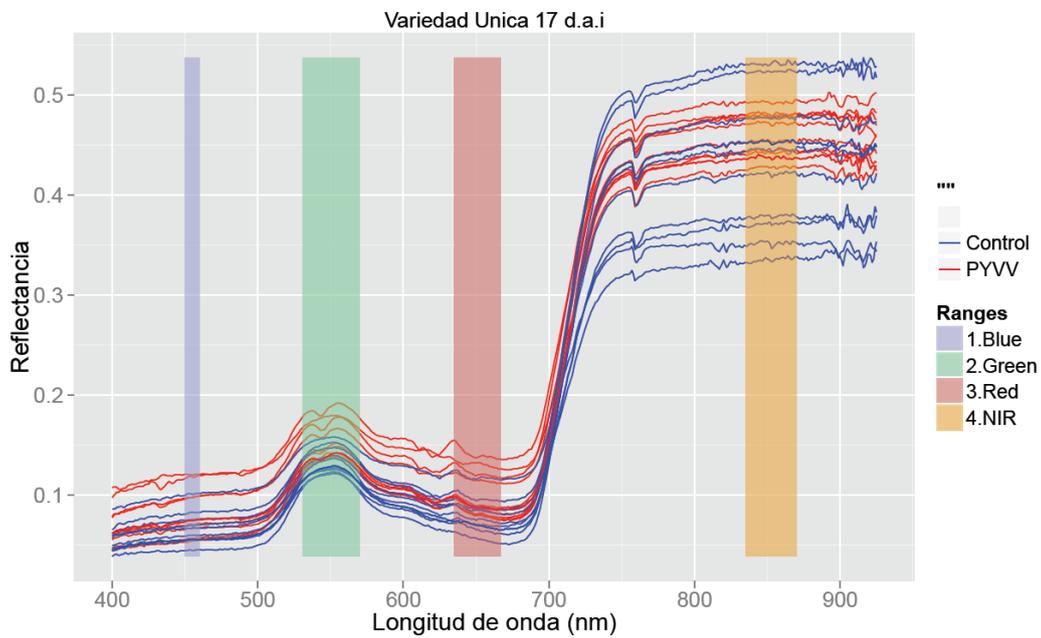


Gráfico N° 8. Variedad Única. Reflectancia registrada a los 17 días después de la infección con PYVV

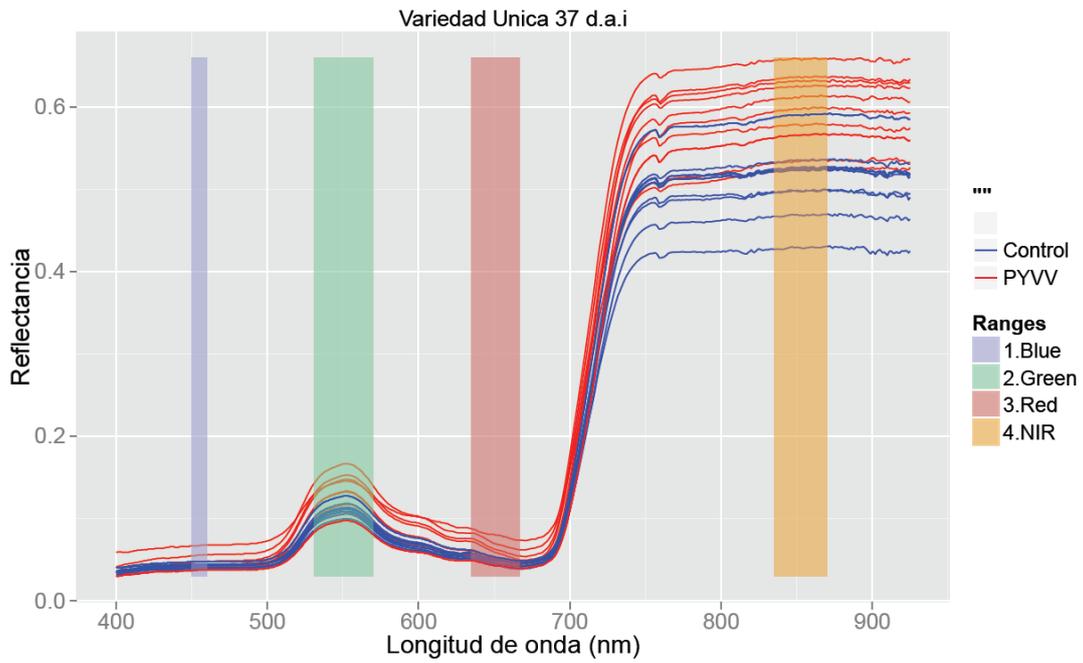


Gráfico N° 9. Variedad Única. Reflectancia registrada a los 37 días después de la infección con PYVV

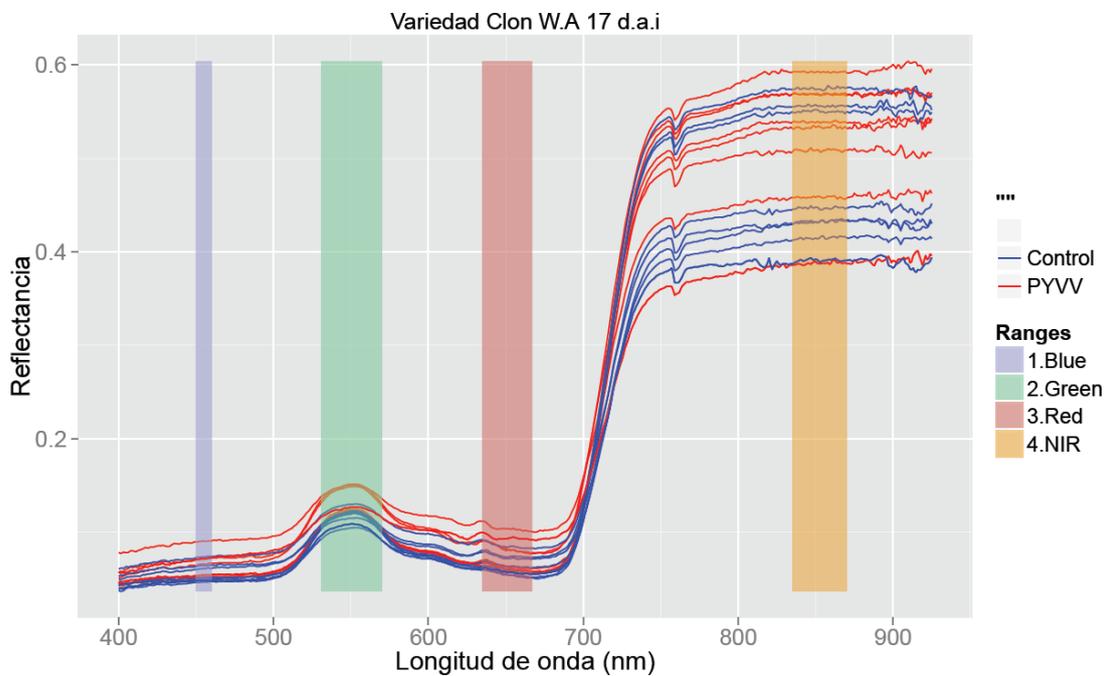


Gráfico N° 10. Variedad Clon W.A. Reflectancia registrada a los 17 días después de la infección con PYVV

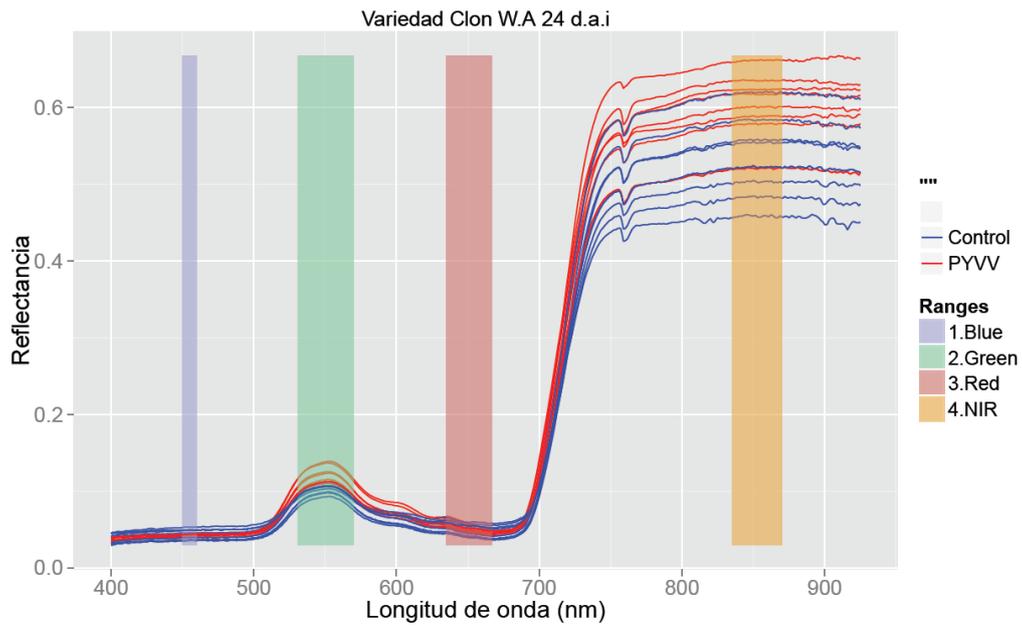


Gráfico N° 11. Variedad Clon W.A. Reflectancia registrada a los 24 días después de la infección con PYVV

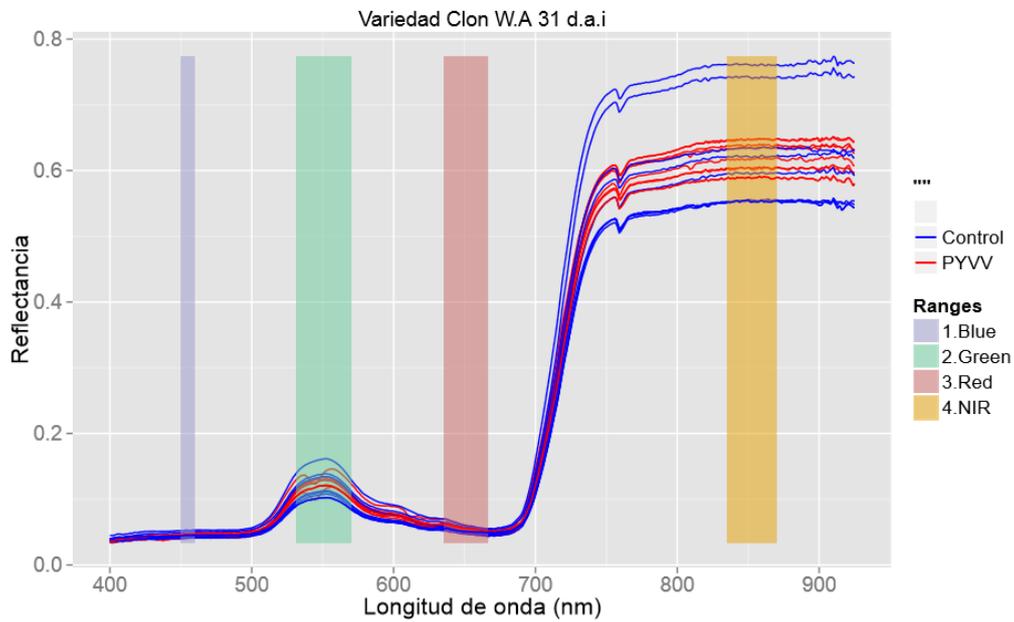


Gráfico N° 12. Variedad Clon W.A. Reflectancia registrada a los 31 días después de la infección con PYVV

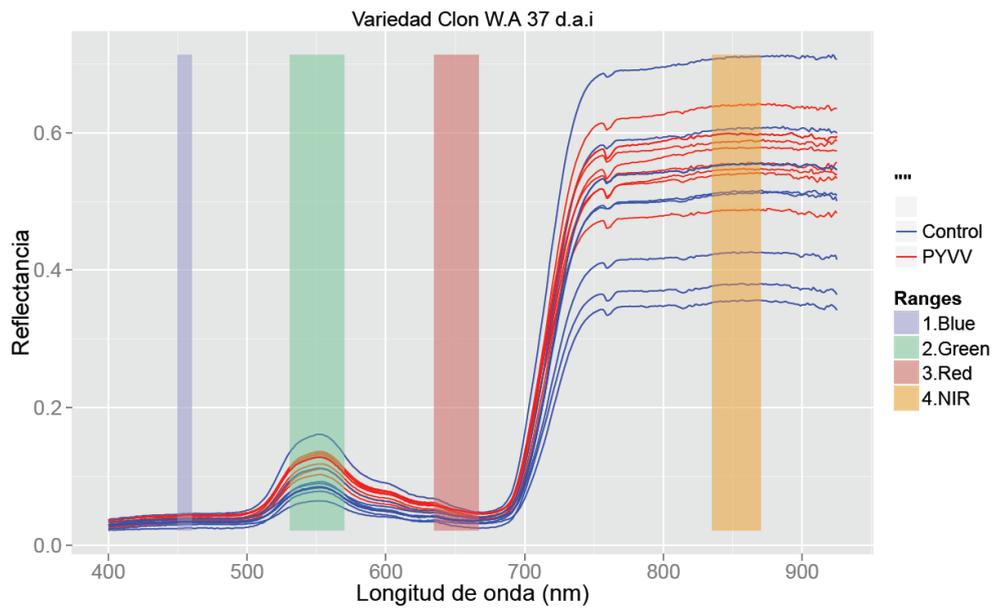


Gráfico N° 13. Variedad Clon W.A. Reflectancia registrada a los 37 días después de la infección con PYVV

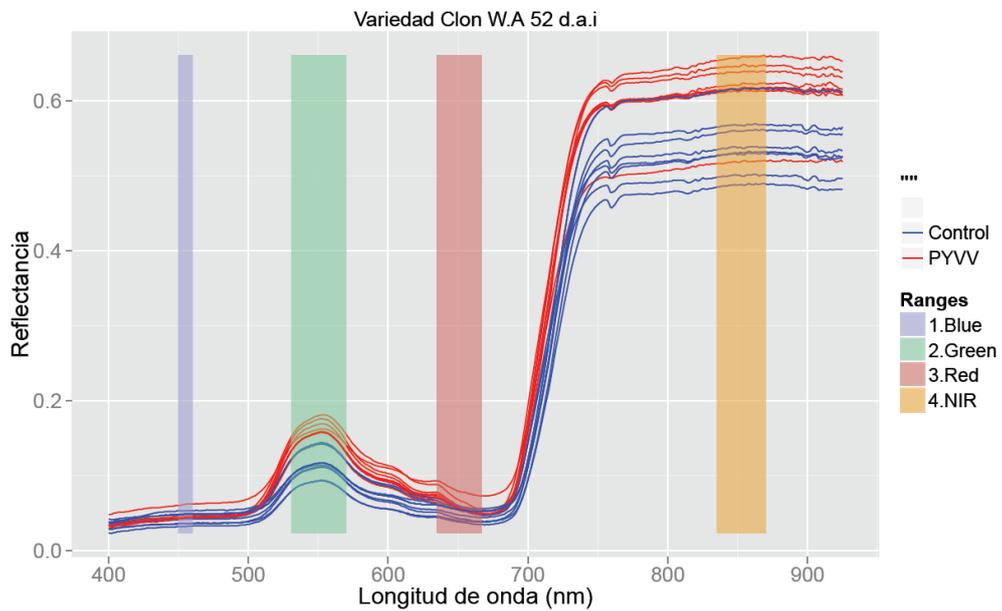


Gráfico N° 14. Variedad Clon W.A. Reflectancia registrada a los 52 días después de la infección con PYVV

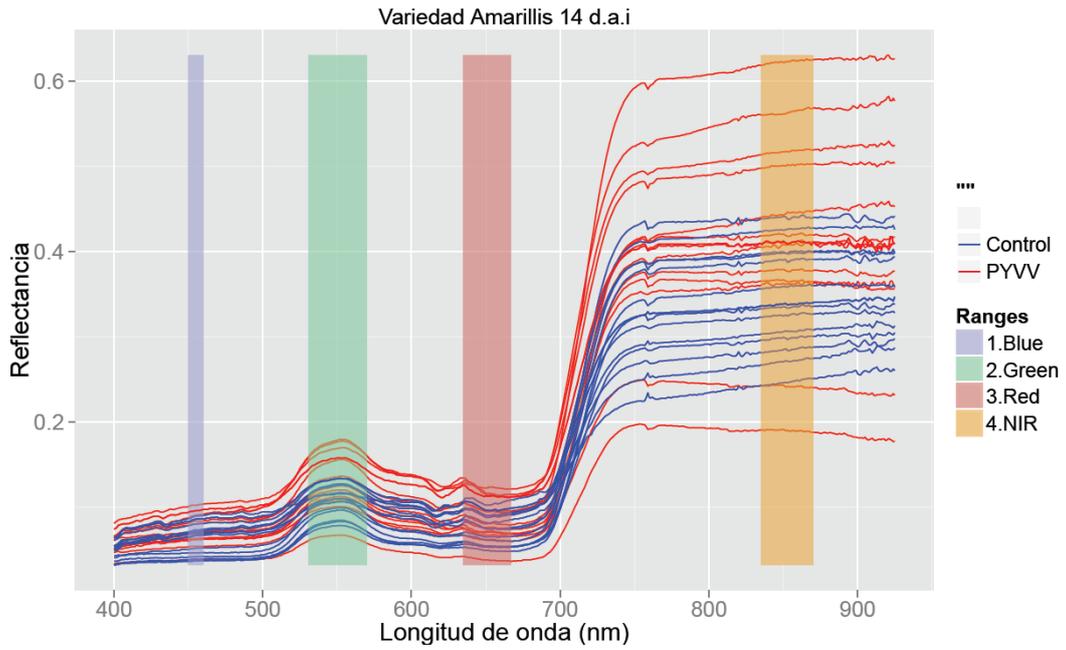


Gráfico N° 15. Variedad Amarillis. Reflectancia registrada a los 14 días después de la infección con PYVV

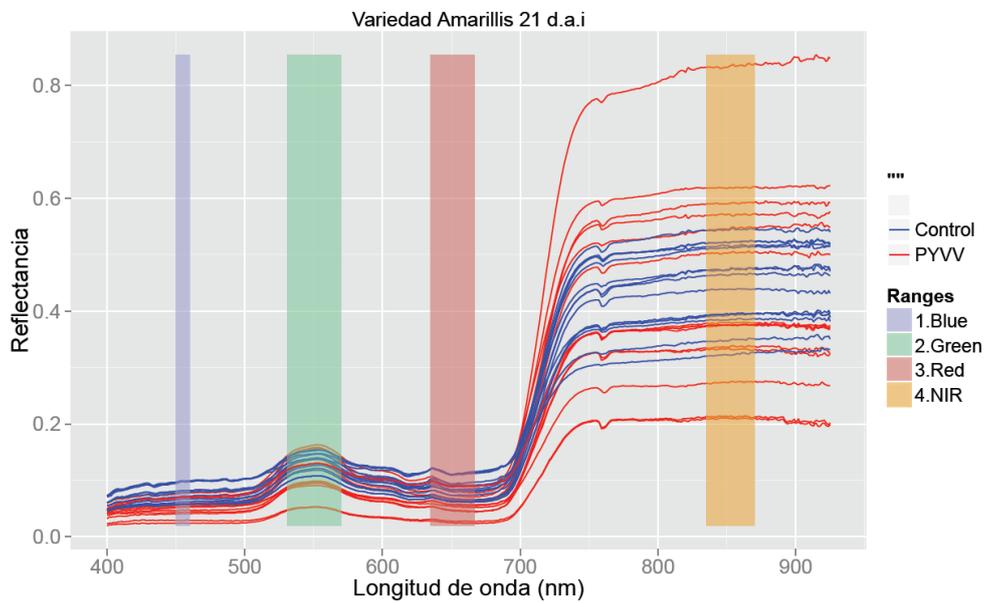


Gráfico N° 16. Variedad Amarillis. Reflectancia registrada a los 21 días después de la infección con PYVV

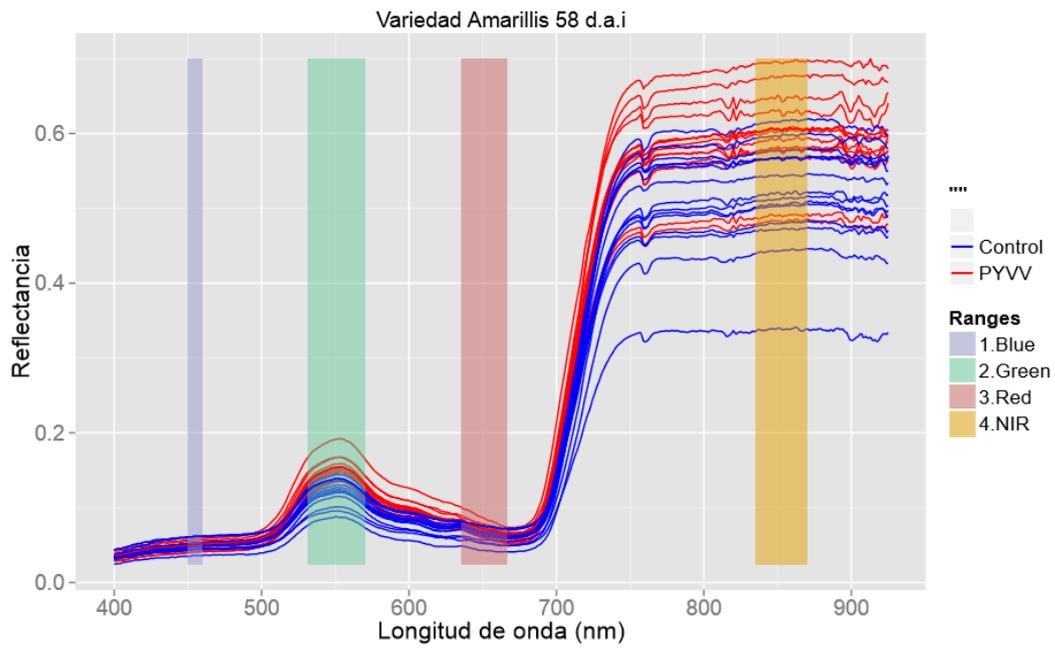


Gráfico N° 17. Variedad Amarillis. Reflectancia registrada a los 58 días después de la infección con PYVV

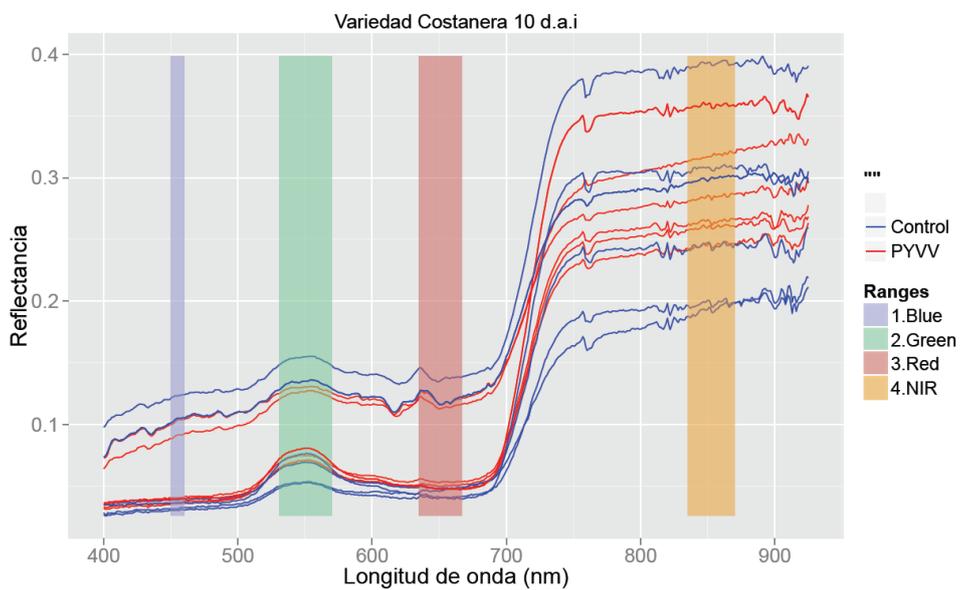


Gráfico N° 18. Variedad Costanera. Reflectancia registrada a los 10 días después de la infección con PYVV

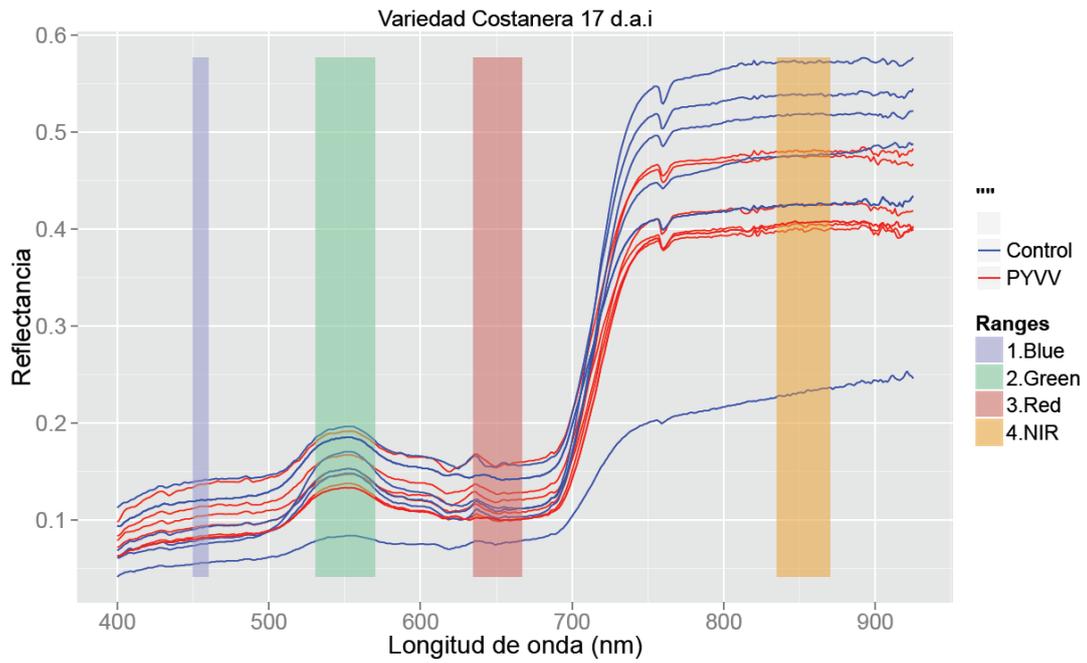


Gráfico N° 19. Variedad Costanera. Reflectancia registrada a los 17 días después de la infección con PYVV

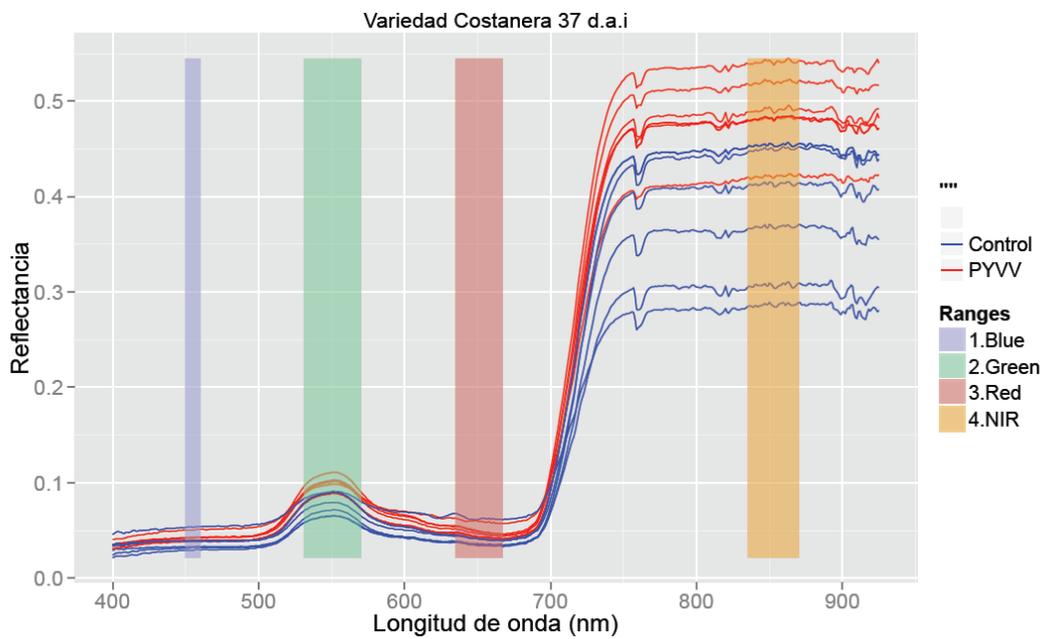


Gráfico N° 20. Variedad Costanera. Reflectancia registrada a los 37 días después de la infección con PYVV

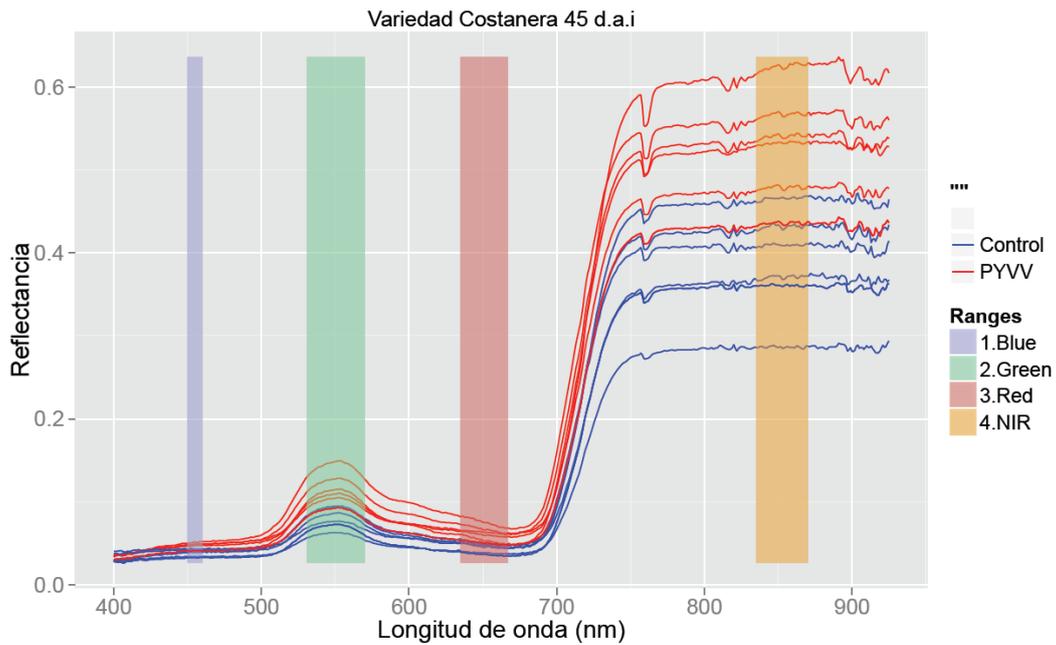


Gráfico N° 21. Variedad Costanera. Reflectancia registrada a los 45 días después de la infección con PYVV

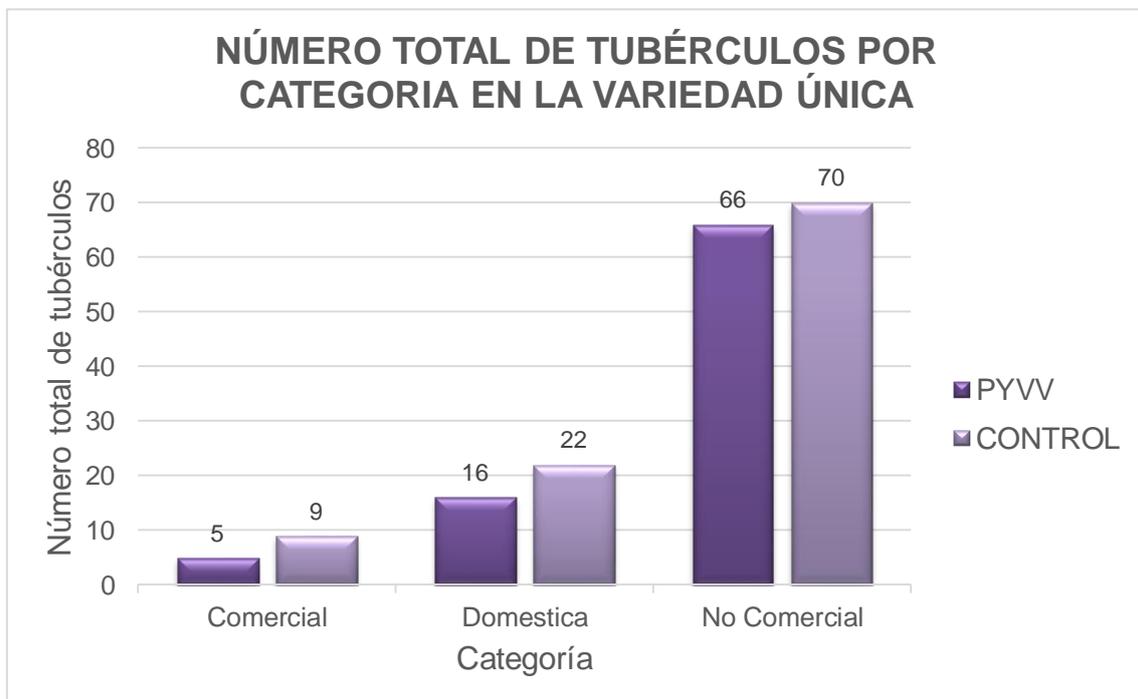


Gráfico N° 22. Número total de tubérculos de la Variedad Única clasificados en tres categorías, según el reglamento de CAPAC PERÚ, 2003

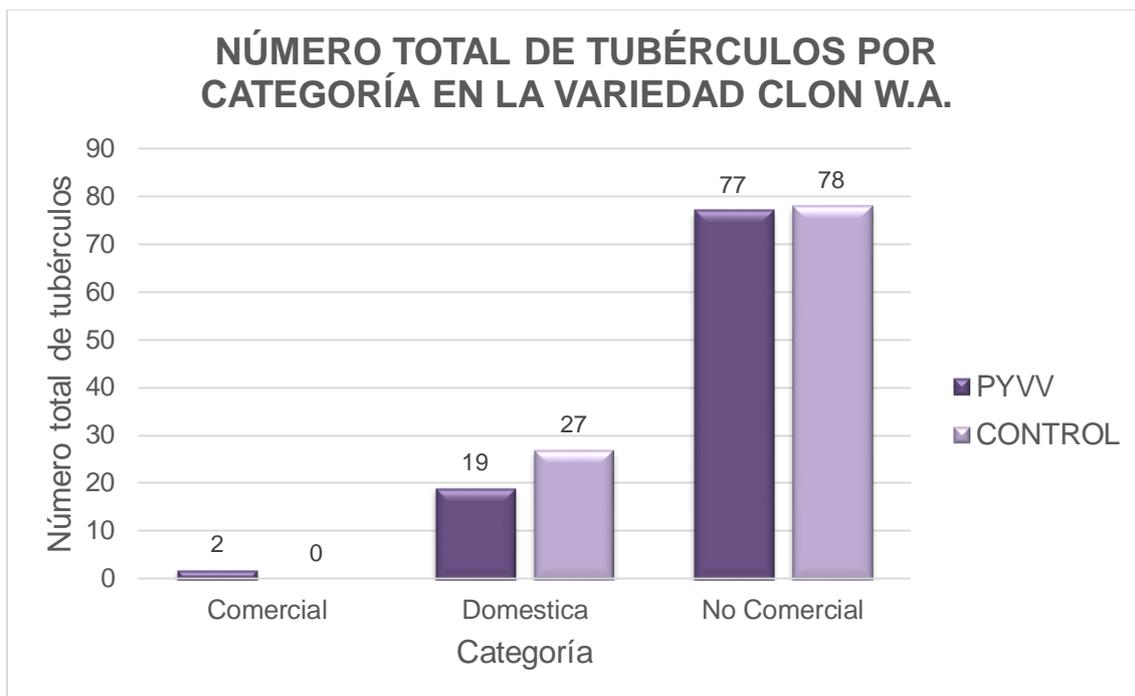


Gráfico N° 23. Número total de tubérculos de la Variedad Clon W.A. clasificados en tres categorías, según el reglamento de CAPAC PERÚ, 2003.

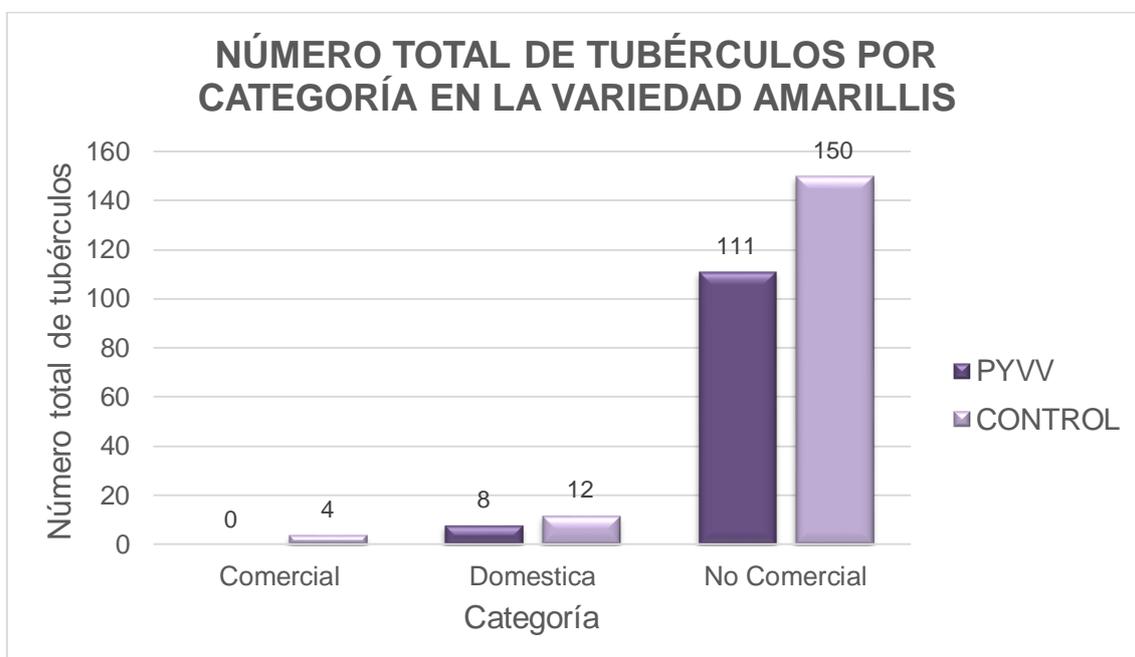


Gráfico N° 24. Número total de tubérculos de la Variedad Amarillis clasificados en tres categorías, según el reglamento de CAPAC PERÚ, 2003.

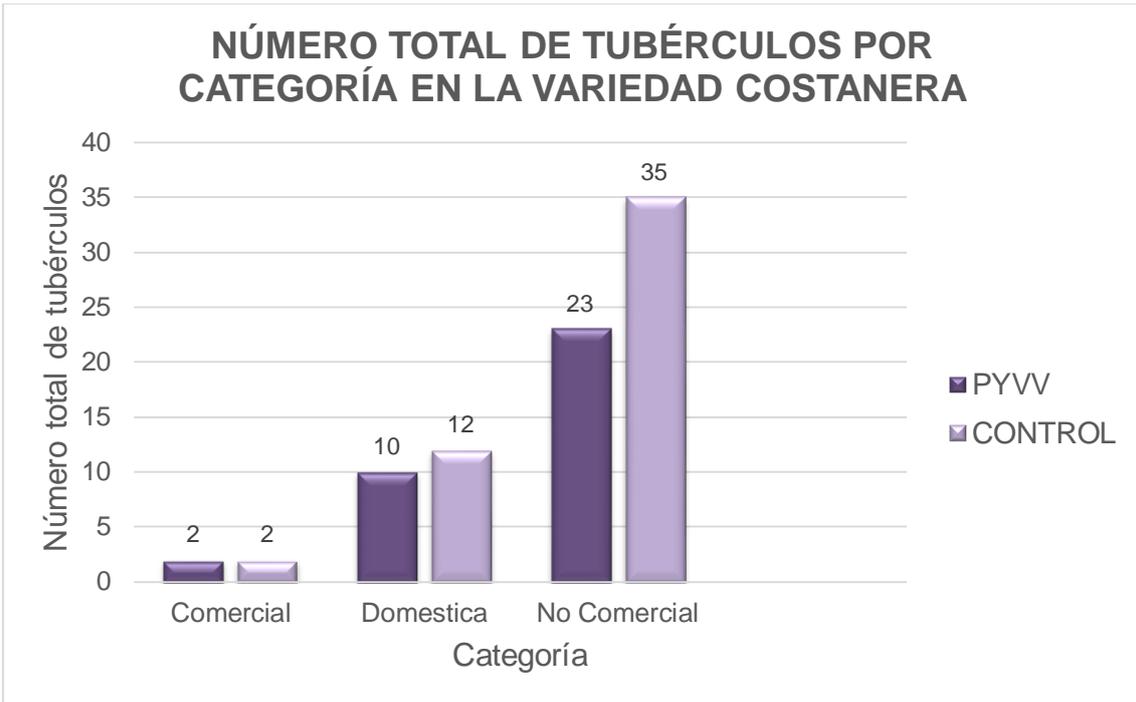


Gráfico N° 25. Número total de tubérculos de la Variedad Costanera clasificados en tres categorías, según el reglamento de CAPAC PERÚ, 2003

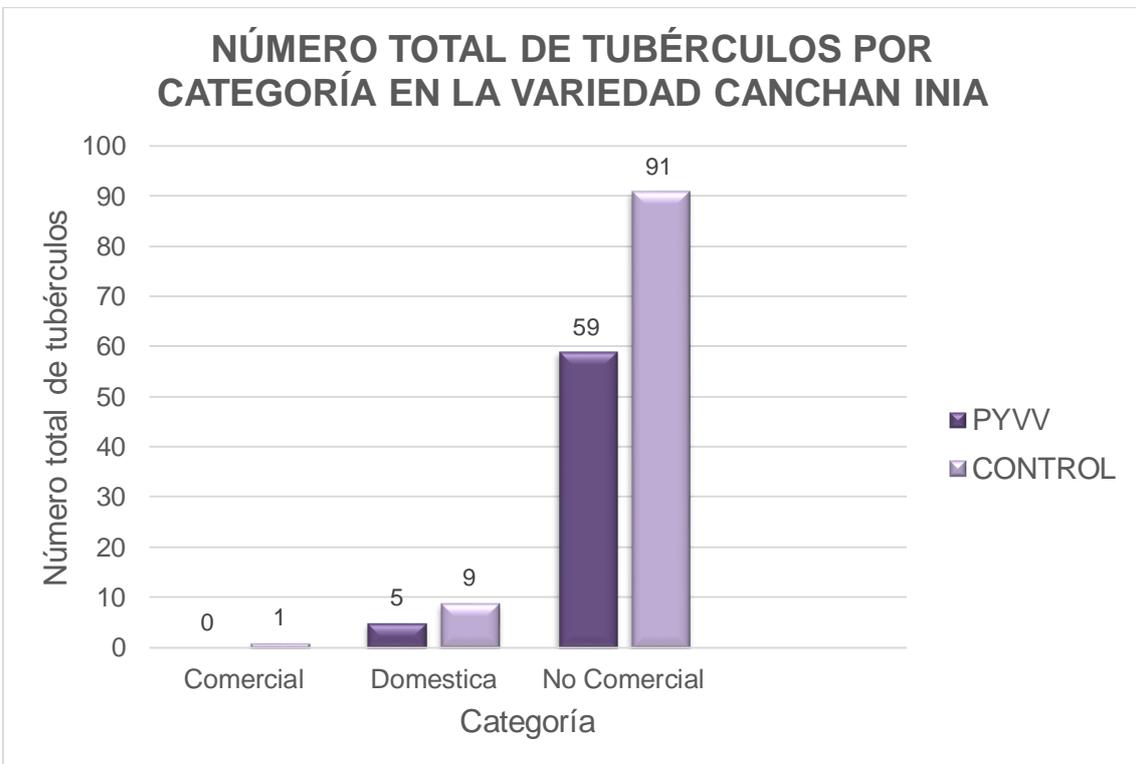


Gráfico N° 26. Número total de tubérculos de la Variedad Canchan INIA clasificados en tres categorías, según el reglamento de CAPAC PERÚ, 2003

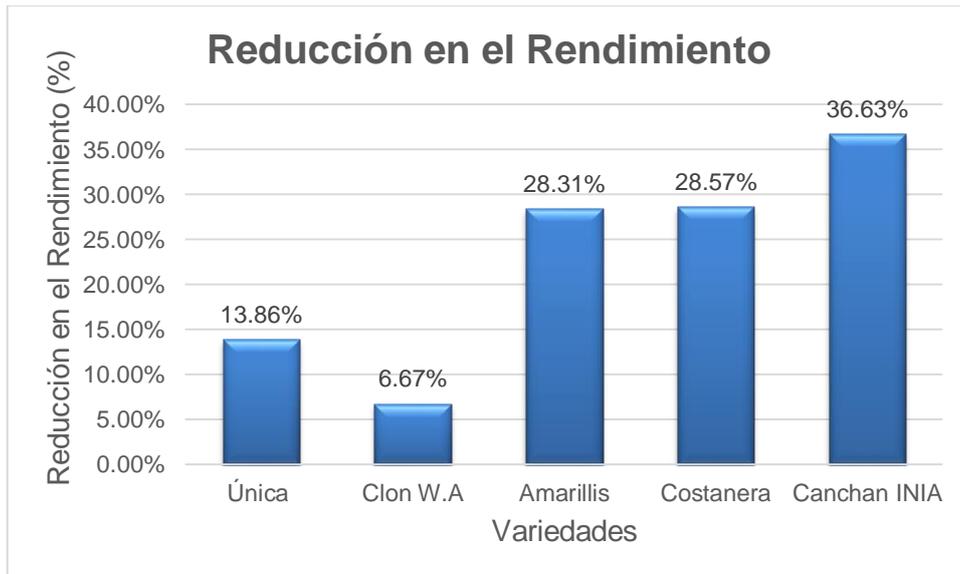


Gráfico N° 27. Comparación del porcentaje de reducción en el rendimiento de las 5 variedades de papa

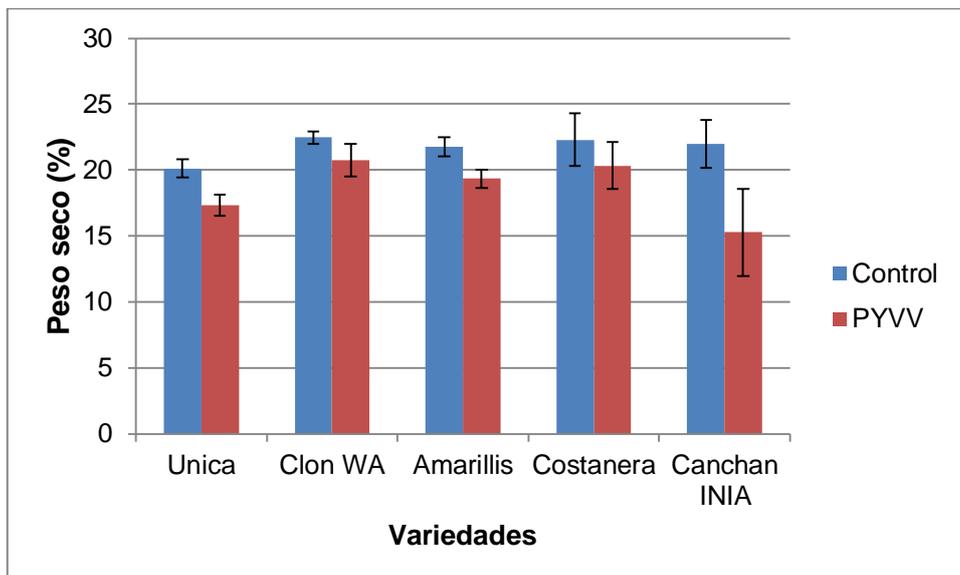


Gráfico N° 28. Comparación del porcentaje de peso seco de las 5 variedades de papa

FIGURAS



Figura N° 1. Intensidad de síntomas primarios. Fuente: Zapata *et al.* 2004



Figura N° 2. Síntomas secundarios. Fuente: Zapata *et al.* 2004



Figura N° 3. Distribución geográfica de PYVD. Se muestran los lugares donde la enfermedad fue observada antes (1-8) y después 1996 (9-16) (Salazar *et al*, 2000).

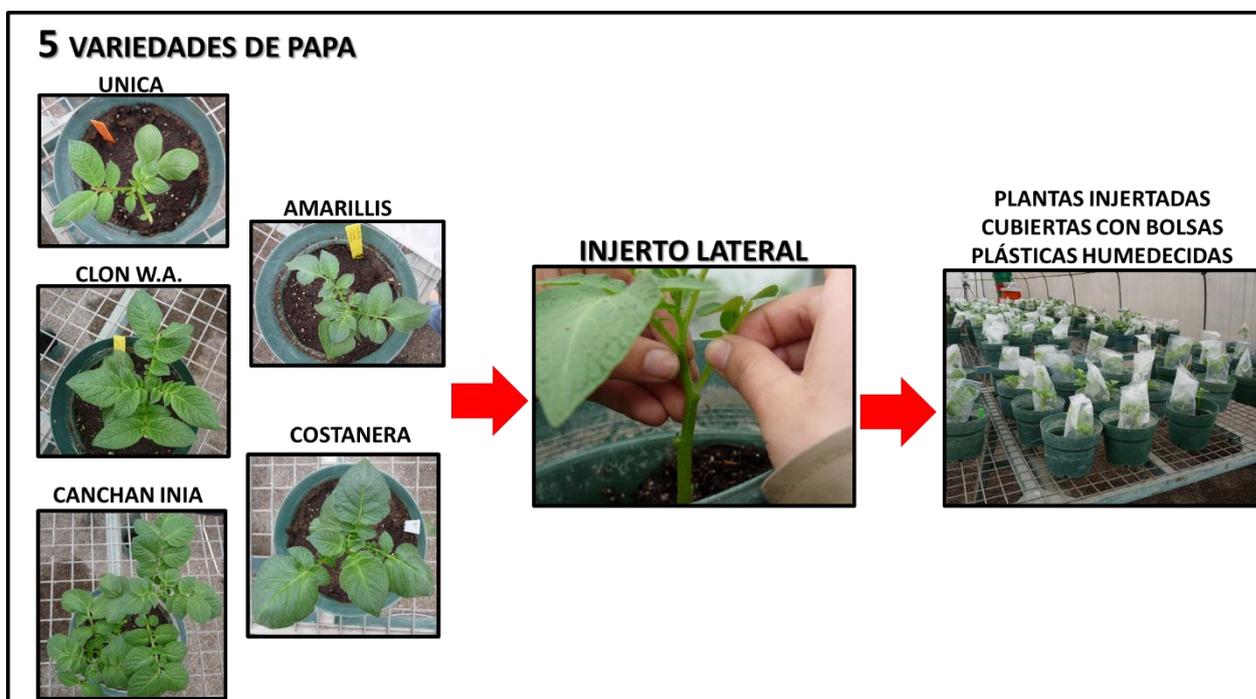


Figura N° 4. Flujograma del diseño de investigación

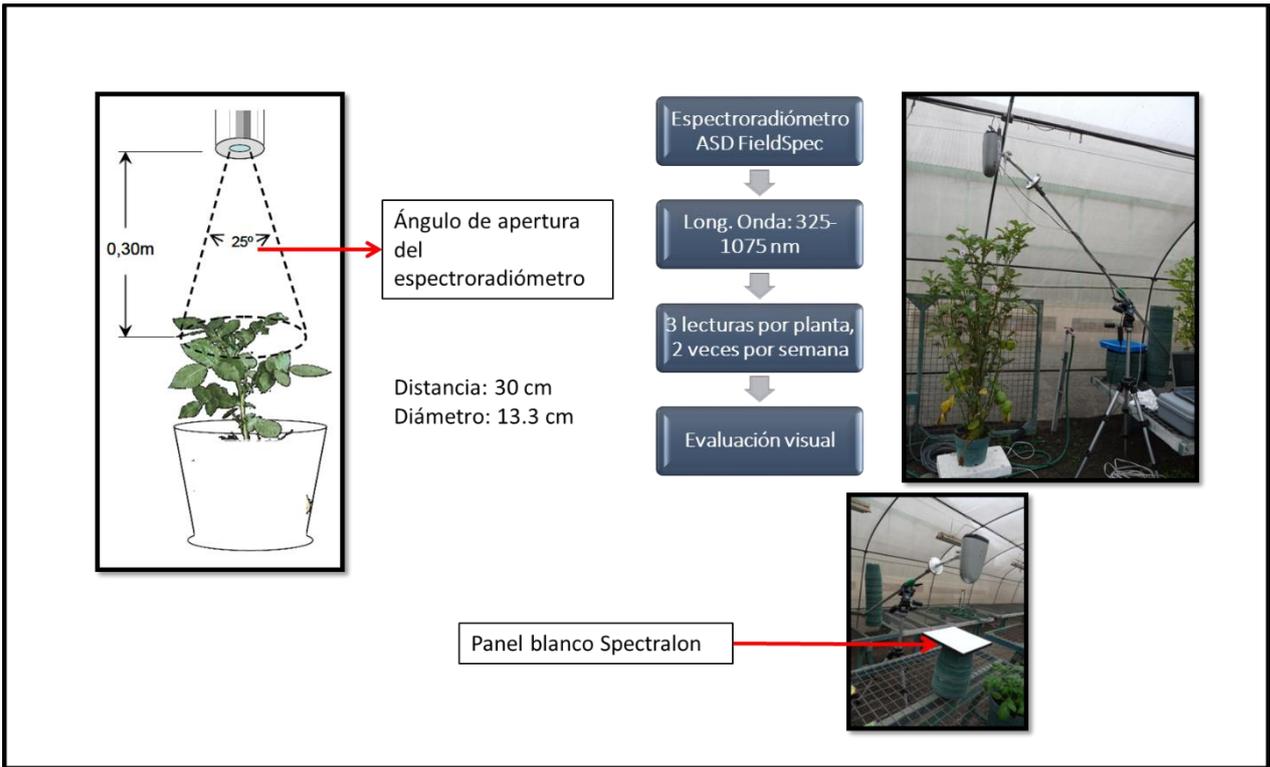


Figura N° 5. Obtención de Datos espectroradiométricos

Días (después de la inoculación)	Síntomas de PYVV en la variedad Única
17 días	
21 días	
28 días	
45 días	

Figura N° 6. Aparición de los síntomas visuales de PYVV en la variedad Única

Días (después de la inoculación)	Síntomas de PYVV en la Variedad Clon W.A.
17 días	
21 días	
24 días	
49 días	

Figura N° 7. Aparición de los síntomas visuales de PYVV en la variedad Clon W.A.

Días (después de la inoculación)	Síntomas de PYVV en la Variedad Canchan INIA
17 días	
21 días	
24 días	
63 días	

Figura N° 8. Aparición de los síntomas visuales de PYVV en la variedad Canchan INIA

Días (después de la inoculación)	Síntomas de PYVV en la Variedad Costanera
21 días	
24 días	
28 días	
52 días	

Figura N° 9. Aparición de los síntomas visuales de PYVV en la variedad Costanera

Días (después de la inoculación)	Síntomas de PYVV en la Variedad Amarillis
17 días	
21 días	
24 días	
45 días	

Figura N° 10. Aparición de los síntomas visuales de PYVV en la variedad Amarillis

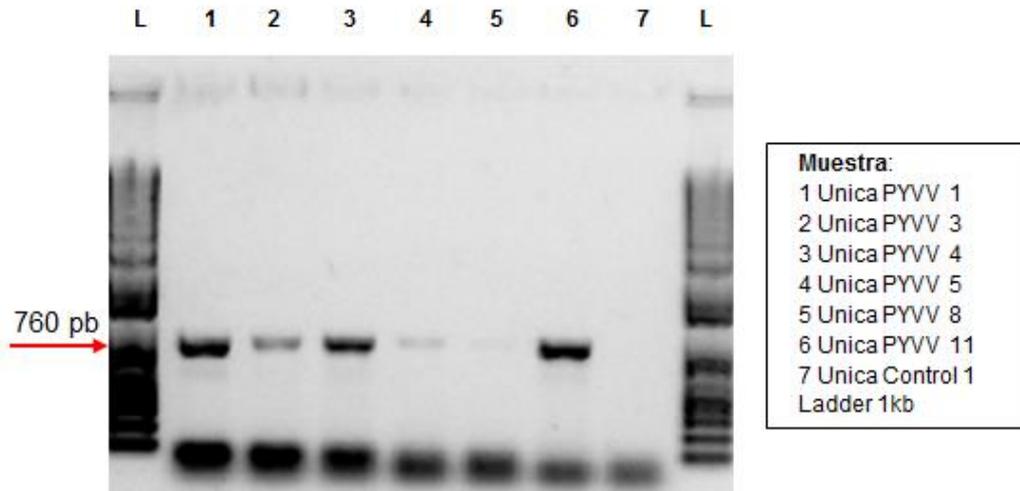


Figura N° 11. Variedad ÚNICA. Detección del *Potato Yellow Vein Virus* por la reacción en cadena de la polimerasa con transcriptasa inversa (RT-PCR) con los primer diseñados CP1 y CP2. Marcador (L) corresponde a 1 kb Plus DNA Ladder.

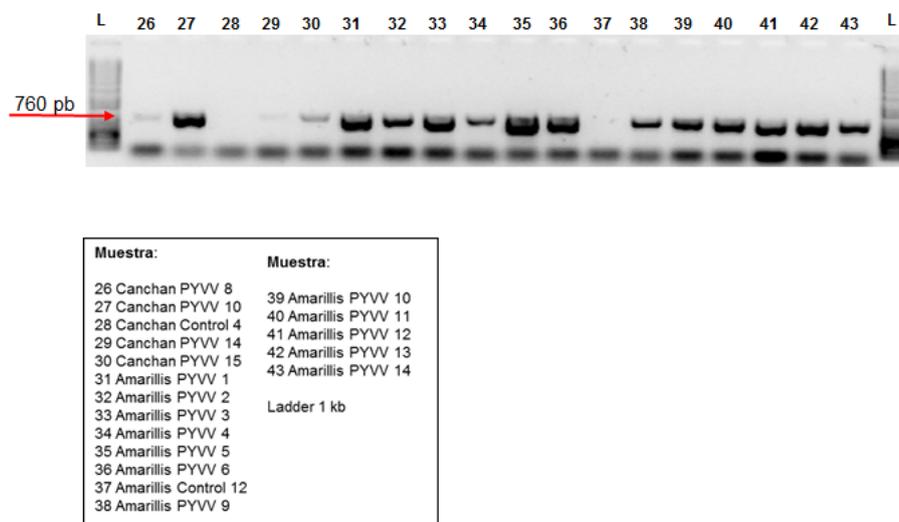


Figura N° 12. Variedad CANCHAN y AMARILLIS. Detección del *Potato Yellow Vein Virus* por la reacción en cadena de la polimerasa con transcriptasa inversa (RT-PCR) con los primer diseñados CP1 y CP2. Marcador (L) corresponde a 1kb Plus DNA Ladder.

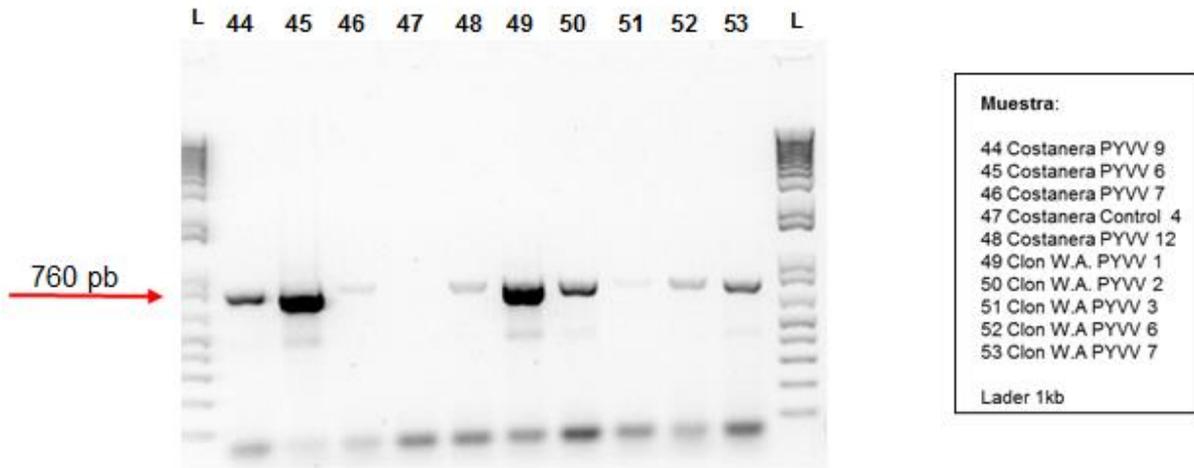


Figura N° 13. Variedad COSTANERA y CLON W.A. Detección del *Potato Yellow Vein Virus* por la reacción en cadena de la polimerasa con transcriptasa inversa (RT-PCR) con los primer diseñados CP1 y CP2. Marcador (L) corresponde a 1kb Plus DNA Ladder.

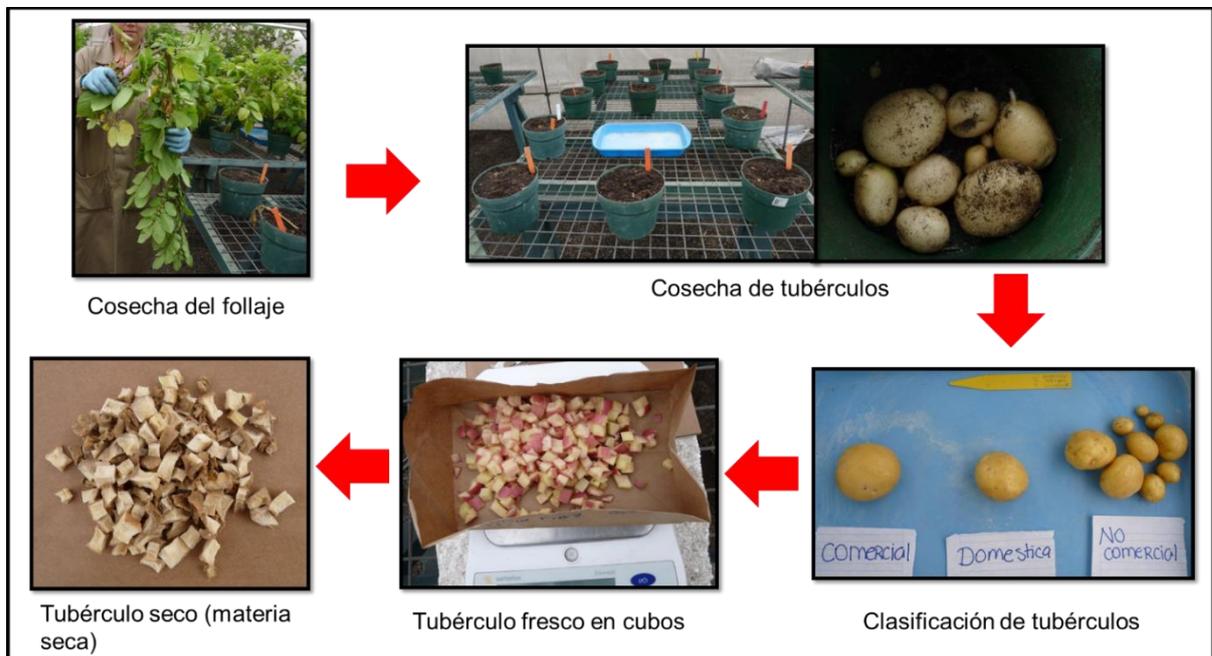


Figura N° 14. Flujograma de la cosecha y rendimiento de los tubérculos

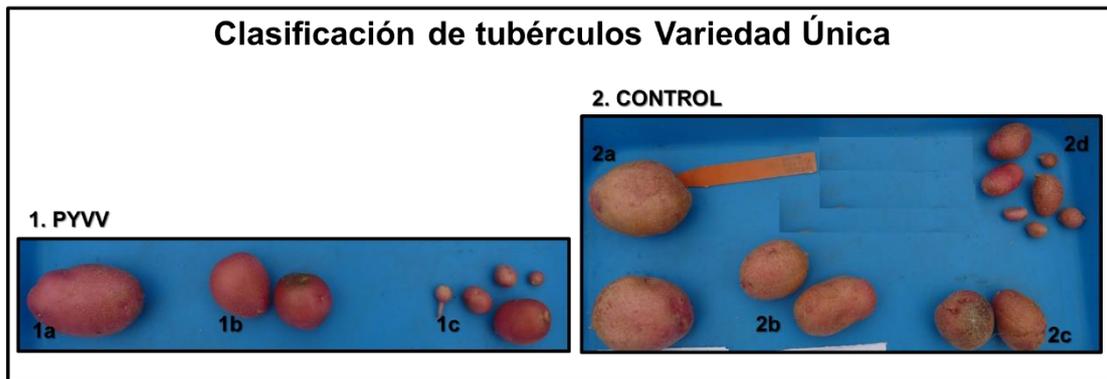


Figura N° 15. Clasificación de los tubérculos de una planta infectada con PYVV y su control negativo (planta sana) de la Variedad Única

1a: Doméstica, 1b: Baby, 1c: No comercial.

2a: Comercial, 2b: Doméstica, 2c: Baby, 2d: No comercial

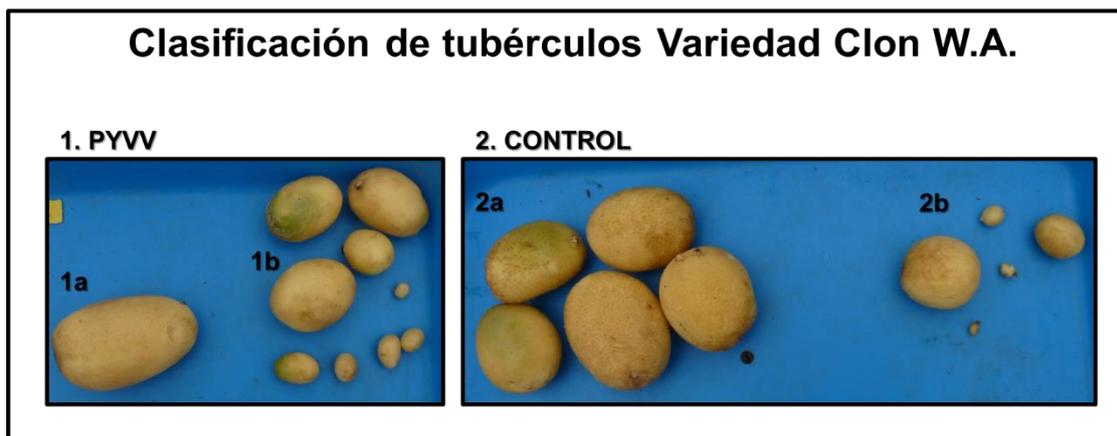


Figura N° 16. Clasificación de los tubérculos de una planta infectada con PYVV y su control negativo (planta sana) de la Variedad Clon W.A

1a: Doméstica, 1b: No comercial.

2a: Doméstica, 2b: No comercial

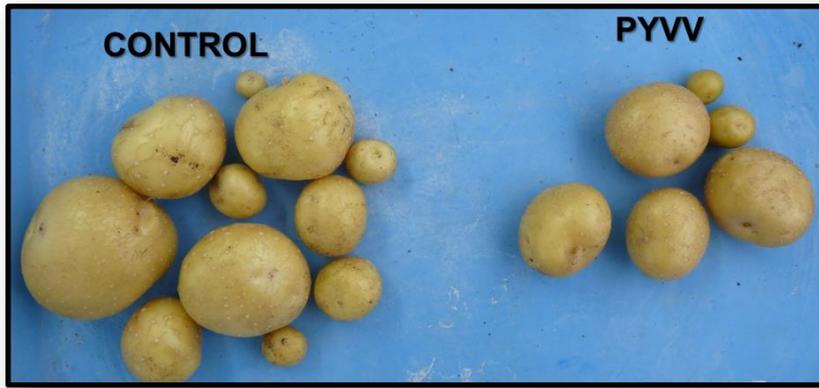


Figura N° 17. Tubérculos de una planta infectada con PYVV y su control negativo (planta sana) de la variedad Amarillis

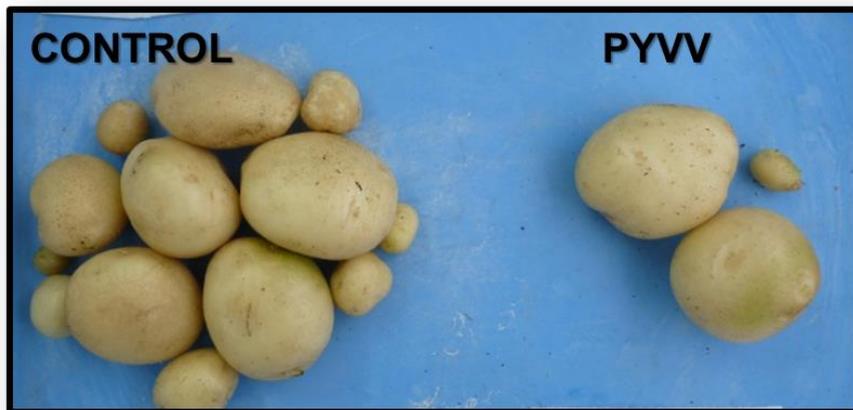


Figura N° 18. Tubérculos de una planta infectada con PYVV y su control negativo (planta sana) de la variedad Costanera

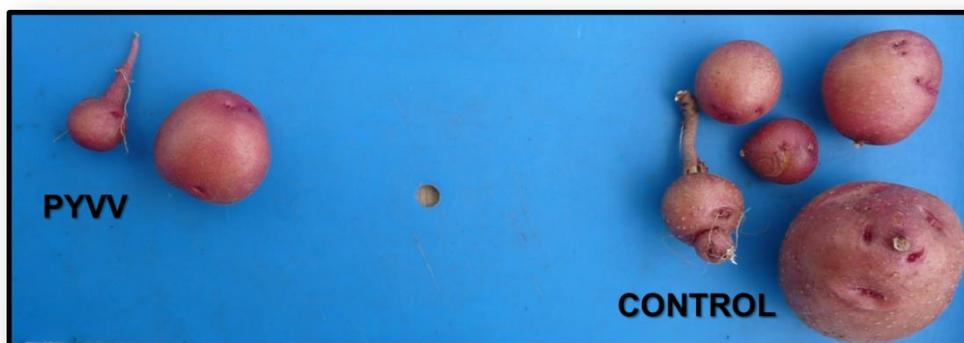


Figura N° 19. Tubérculos de una planta infectada con PYVV y su control negativo (planta sana) de la variedad Canchan INIA