

Universidad Nacional Agraria La Molina

Facultad de Ciencias

Departamento de Biología



Distribución e incidencia del “Sweet Potato Chlorotic Stunt Virus” (SPCSV) en el Valle de Cañete y estimación del efecto de la infección viral sobre el rendimiento en el cultivo del camote (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.)

Tesis para optar el Título de
Bióloga

Dina Lida Gutiérrez Reynoso

Lima - Perú
2001

CONTENIDO

	Página
Indice de cuadros	iii
Indice de figuras	iv
Indice de gráficos	iv
Indice de anexos	v
I. INTRODUCCION	1
II. REVISION BIBLIOGRAFICA	
2.1 Generalidades sobre las enfermedades virales	3
2.2 Sweet Potato Feathery Mottle Virus (SPFMV)	7
2.2.1 Distribución geográfica	7
2.2.2 Características del virus	7
2.2.3 Transmisión	7
2.2.4 Rango de hospedantes	8
2.2.5 Síntomas	8
2.2.6 Métodos de diagnóstico	8
2.3 Sweet Potato Chlorotic Stunt Virus (SPCSV)	9
2.3.1 Distribución geográfica	9
2.3.2 Características del virus	9
2.3.3 Transmisión	10
2.3.4 Rango de hospedantes	10
2.3.5 Síntomas	10
2.3.6 Métodos de diagnóstico	11
2.4 La enfermedad viral del camote "Sweet Potato Virus Disease" (SPVD)	11
2.4.1 Distribución geográfica	11
2.4.2 Características de la enfermedad	11
2.4.3 Síntomas	12
2.5 Efecto de los virus en el rendimiento del camote	12
2.6 Control de las enfermedades virales	15
2.7 Enfermedades virales que afectan al cultivo de camote en el Perú	15
III. MATERIALES Y METODOS	
3.1 Distribución e incidencia de SPCSV y el complejo viral SPVD	17
3.1.1 Zonas de muestreo	17
3.1.2 Colección y procesamiento de muestras	17

3.1.3	Colección y procesamiento de esquejes	21
3.1.4	Encuesta a los agricultores	21
3.2	Estimación del efecto de los virus, SPFMV y SPCSV solos y en combinación, en el rendimiento del camote	21
3.2.1	Material Vegetal	21
3.2.2	Aislamientos de SPFMV y SPCSV	22
3.2.3	Infección del material vegetal	25
3.2.4	Conducción del experimento	25
3.2.5	Diseño experimental	26
3.2.6	Análisis estadístico	26
3.2.7	Labores culturales	28
3.2.8	VARIABLES EN ESTUDIO	29
3.2.9	Control de insectos vectores	31
3.2.10	Detección de virus	32
IV.	RESULTADOS	
4.1	Distribución e incidencia de SPCSV y el complejo viral SPVD	33
4.1.1	Esquejes colectados	41
4.1.2	Encuesta a los agricultores	42
4.2	Estimación del efecto de lo virus SPFMV y SPCSV solos y en combinación, en el rendimiento del camote	42
4.2.1	Aislamientos de SPFMV y SPCSV	42
4.2.2	Infección del material vegetal	44
4.2.3	Análisis estadístico de las variables en estudio	44
4.2.4	Control de insectos vectores	53
4.2.5	Detección de virus	53
V.	DISCUSION	
5.1	Distribución e incidencia de SPCSV y el complejo viral SPVD	58
5.2	Estimación del efecto de los virus, SPFMV y SPCSV solos y en combinación, en el rendimiento del camote	62
VI.	CONCLUSIONES	67
VII.	RECOMENDACIONES	68
VIII.	RESUMEN	70
IX.	BIBLIOGRAFIA	72
X.	ANEXO	80

INDICE DE CUADROS

Número	Página
1. Principales virus que afectan al cultivo del camote a nivel mundial.	5
2. Localidades en las que se realizó el muestreo, en los diferentes distritos del valle de Cañete.	17
3. Plantas indicadoras infectadas con diferentes virus, cuya savia fue utilizada como controles positivos en las diversas pruebas serológicas.	20
4. Detección serológica de virus en muestras procedentes de campos de camote, en diferentes distritos de Cañete, mediante NCM-ELISA.	34
5. Registro del número de plantas sintomáticas y asintomáticas en campo, y su reacción frente a la prueba NCM-ELISA.	37
6. Registro del número de muestras sintomáticas con relación al número de muestras que reaccionaron positivamente para cada uno de los virus (solos y en combinación) en NCM-ELISA.	39
7. Detección de virus por NCM-ELISA en los esquejes colectados (11-20 Enero, 1999).	41
8. Diferencias significativas encontradas entre las fuentes de variación, en el análisis de la variancia de las características agronómicas estudiadas.	49
9. Efecto de los virus Sweet Potato Feathery Mottle Virus (SPFMV) y Sweet Potato Chlorotic Stunt Virus (SPCSV), solos y en infección simultánea formando el complejo Sweet Potato Virus Disease (SPVD) en algunas características agronómicas de las variedades Jonathan y Costanero.	50
10. Rendimiento estimado (t/ha) del peso fresco del follaje y de las raíces reservantes provenientes de plantas de camote de las variedades Jonathan y Costanero sanas e infectadas con virus.	51

INDICE DE FIGURAS

Número	Página
1. Ubicación de los campos muestreados en el valle de Cañete.	18
2. Propagación del material vegetal (var. Jonathan) previo a la instalación del experimento en campo.	23
3. Propagación masiva de los aislamientos de SPFMV y SPCSV.	24
4. Distribución de los bloques y de los tratamientos en el campo de acuerdo al diseño propuesto.	27
5. Membrana de NCM-ELISA mostrando reacciones positivas a SPFMV.	35
6. Vista panorámica de algunos campos muestreados.	36
7. Plantas de camote afectadas con el complejo viral SPVD en Cañete.	40
8. Vista panorámica de algunos campos severamente afectados por mosca blanca en Cañete.	43
9. Síntomas inducidos por los aislamientos de SPFMV y SPCSV en plantas indicadoras.	45
10. Síntomas inducidos por los aislamientos de SPFMV y SPCSV, solos y en combinación, en la variedad Jonathan.	46
11. Plantas de la variedad Jonathan y Costanero sanas e infectadas, mantenidas en invernadero.	47
12. Efecto de los virus en el rendimiento en dos variedades de camote (Jonathan y Costanero).	54
13. Expresión de síntomas en plantas de camote afectadas por virus (Cerro Cohete, Cañete).	56
14. Charla sobre la importancia de los virus (Cerro Cohete, Cañete).	69

INDICE DE GRAFICOS

Número	Página
1. Comparación del rendimiento estimado (t/ha) del peso fresco del follaje y de las raíces reservantes totales de las variedades Jonathan y Costanero sanas e infectadas con virus.	52
2. Población de adultos de mosca blanca en Cerro Cohete - Cañete. Febrero - Julio 2000.	55

X. INDICE DE ANEXOS

Número	Página
1. Procedimiento de NCM-ELISA para la detección de virus de camote.	80
2. Absorción de antisueros con savia de planta sana.	83
3. Tratamiento de semilla de <i>Ipomoea setosa</i> e <i>I. nil</i> para usarlas como plantas indicadoras de virus.	83
4. Descripción morfológica de las variedades Jonathan y Costanero.	84
5. Resultados del análisis de caracterización de suelos.	85
6. Datos meteorológicos del valle de Cañete (Febrero-Julio, 2000).	86
7. Incidencia viral en muestras procedentes de campos de camote, en diferentes localidades de Cañete, mediante NCM-ELISA.	87
8. Detección serológica de virus en muestras procedentes de campos de camote, en diferentes localidades de Cañete, mediante NCM-ELISA.	88
9. Información obtenida mediante encuestas realizadas a los agricultores, en las diferentes localidades de Cañete.	89
10. Resultado del análisis estadístico de la cobertura de planta.	90
11. Resultado del análisis estadístico del número de ramas principales.	91
12. Resultado del análisis estadístico de la longitud de la rama principal.	92
13. Resultado del análisis estadístico del peso fresco del follaje.	93
14. Resultado del análisis estadístico del peso de las raíces reservantes totales.	94
15. Resultado del análisis estadístico del peso de las raíces reservantes comerciales.	95
16. Resultado del análisis estadístico del peso de las raíces reservantes no comerciales.	96
17. Resultado del análisis estadístico del número de las raíces reservantes totales.	97
18. Resultado del análisis estadístico del número de las raíces reservantes comerciales.	98
19. Resultado del análisis estadístico del número de las raíces reservantes no comerciales.	99

I. INTRODUCCION

El camote (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.) es uno de los cultivos alimenticios de mayor importancia a nivel mundial. Con más de 133 millones de toneladas en producción anual, actualmente es el quinto cultivo más importante en los países en desarrollo después del arroz, trigo, maíz y yuca. Aproximadamente, el 92% de la producción mundial se encuentra en Asia, 5% en Africa y 3% en otros continentes (CIP, 1999).

En el Perú, el cultivo de camote se concentra en los valles de la Costa Central, siendo el valle de Cañete el de mayor importancia por contribuir con más del 50% a la producción nacional. En esta zona, el camote se produce durante todo el año, utilizándose las raíces reservantes en la alimentación humana y las hojas como forraje en la alimentación animal (Achata y col., 1990).

Por ser el camote un cultivo de fácil conducción y de bajo costo por unidad de superficie, su participación en el mercado de consumo se orienta a satisfacer los requerimientos de la población de bajos recursos económicos y a su vez se presenta como una alternativa de producción para los pequeños agricultores (Del Carpio, 1987).

Precisamente por su rusticidad y fácil manejo, no se ha prestado la debida atención a las enfermedades virales que lo afectan. La incidencia viral en camote por lo general es muy alta, debido al empleo a nivel comercial de esquejes-semilla infectados y por la presencia habitual de insectos vectores (áfidos y mosca blanca), lo que a través de los años podría disminuir significativamente los rendimientos tanto de las raíces reservantes como del follaje (conocido como degeneración del cultivo).

El complejo denominado Enfermedad Viral del Camote (SPVD, "sweet potato virus disease") es la enfermedad más destructiva, donde los rendimientos de las plantas afectadas son reducidos

severamente. Este complejo se produce por la interacción sinérgica de dos virus: el sweet potato feathery mottle virus (SPFMV) transmitido por áfidos, y el sweet potato chlorotic stunt virus (SPCSV), transmitido por mosca blanca.

Las investigaciones sobre SPCSV y SPVD realizadas en el Perú son muy pocas. Se sabe que el virus con mayor incidencia es el SPFMV (Cucho, 1993). Muestreos preliminares a fines de 1998 confirmaron la presencia de SPCSV en el valle de Cañete, y ante el incremento de las poblaciones de mosca blanca debido al efecto del fenómeno del Niño en 1997 y 1998, se hizo inminente la formación del complejo viral SPVD.

Por esta razón, los objetivos de la presente investigación fueron:

- Determinar la distribución e incidencia de SPCSV y el complejo viral SPVD en el valle de Cañete.
- Estimar el efecto de los virus SPFMV y SPCSV solos y en combinación, sobre el rendimiento en dos variedades comerciales de camote.

II. REVISION BIBLIOGRAFICA

2.1 Generalidades sobre las enfermedades virales

Más de 20 enfermedades virales que afectan al cultivo del camote han sido reportadas, pero muy pocas han sido bien estudiadas y los virus caracterizados (Clark y Moyer, 1988, Moyer y Salazar, 1989, Brunt y col., 1996, Vetten, 1996).

Estas enfermedades han sido descritas basadas en gran parte en la sintomatología, rango de hospedantes e insectos vectores (Vetten, 1996). Pero información, relacionada con las propiedades bioquímicas y relaciones serológicas son necesarias para clasificar a los virus, lo cual permitiría determinar si las enfermedades descritas son causadas por variantes de un solo virus o por diferentes virus; además de conocer mejor su distribución a nivel mundial (Thottapilly y Rossel, 1988).

Las enfermedades virales pueden afectar significativamente el rendimiento y la calidad del camote y contribuir a la degeneración de las variedades (Clark y Moyer, 1988, Wambugu y col., 1991).

Debido a que el cultivo de camote es propagado vegetativamente, los virus tienen un eficiente mecanismo para su perpetuación y diseminación. Todos los virus de camote son diseminados por esquejes y raíces reservantes infectadas, ninguno de los virus es transmitido por semilla sexual (Brunt y col., 1996).

La mayoría de los virus de camote pueden ser detectados adecuadamente a través del uso de plantas indicadoras como *Ipomoea setosa* Ker y/o *I. nil* (L.) Roth. 'Scarlet O'Hara'. Otros métodos están basados en pruebas serológicas como los ensayos inmunológicos con conjugados enzimáticos (ELISA, "Enzyme linked immunosorbent assay") y microscopía electrónica de

inmunoabsorción (ISEM, “immunosorbent electron microscopy”). Diferentes modalidades de ELISA pueden ser usadas, las más comunes son DAS-, NCM-, y TAS- ELISA (Double antibody sandwich-, Nitrocellulose membrane-, Triple antibody sandwich-). Técnicas moleculares como hibridación de ácidos nucleicos (NASH, “Nucleic acid spot hybridization”) y transcripción reversa de la reacción en cadena de la polimerasa (RT-PCR, “Reverse transcription-polymerase chain reaction”) son también utilizadas.

El conocimiento de la distribución, el impacto económico y el control de los virus de camote son aún bastante limitados (Carey y col., 1999). Hasta la fecha, el virus mejor estudiado es el SPFMV, seguido de SPCSV, ambos componentes del complejo viral SPVD.

Otros virus han sido identificados a través de técnicas serológicas, tal como sweet potato mild mottle virus (SPMMV), sweet potato latent virus (SwPLV), sweet potato chlorotic fleck virus (SPCFV, C-2), sweet potato caulimo-like virus (SPCaLV), y cucumber mosaic virus (CMV) (Ames y col., 1996).

Una de las enfermedades más importante en las regiones productoras de camote en Argentina es el Enanismo Clorótico (CD, “chlorotic dwarf”), causada por la interacción sinérgica de dos potyvirus: SPFMV y sweet potato mild speckling virus (SPMSV, C-8) y un crinivirus: SPCSV. (Di Feo y col., 2000).

En el cuadro 1 se muestra una lista general de los principales virus que afectan al cultivo del camote (S. Fuentes, no publicado).

Cuadro 1. Principales virus que afectan al cultivo del camote a nivel mundial (S. Fuentes, no publicado).

Virus*	Forma y tamaño	Vector	Distribución
SPFMV Potyvirus	Flexuoso 810-865 nm.	Afidos	Amplia distribución (incluido Perú)
SPVMV Potyvirus?	Flexuoso 760 nm.	Afidos	Argentina
SPV-II Potyvirus	Flexuoso 750 nm.	Afidos	Taiwan
SwPLV Potyvirus?	Flexuoso 750 nm.	Afidos?	Africa, Asia
SPMSV (C-8) Potyvirus	Flexuoso 800 nm.	Afidos	Argentina, Perú , Indonesia
SPLSV (C-4) Luteovirus	Isométrico 30 nm.	Afidos	Perú , Cuba
SPMMV Ipomovirus	Flexuoso 950 nm.	Mosca blanca	Africa, Indonesia, Papua Nueva Guinea
SPYDV Ipomovirus?	Flexuoso 750 nm.	Mosca blanca	Taiwan
SPLCV Badnavirus?	Baciliforme 130x30 nm.	Mosca blanca	Taiwan, Japón, Egipto
SPLCV Geminivirus	Geminado	Mosca blanca	U.S.A., Perú
ICLCV Geminivirus?	Geminado	Mosca blanca	U.S.A.?
SPCSV Crinivirus	Flexuoso 850-950 nm.	Mosca blanca	Africa (Nigeria, Zaire, Kenya, Uganda), Asia (Taiwan, China, Israel), América (U.S.A., Brasil, Argentina, Perú)
SPCSV???	Flexuoso 850-900 nm.	?	Región Caribeña, Kenya, Puerto Rico, Zimbabwe

Cuadro 1. Principales virus ... (continuación)

Virus*	Forma y tamaño	Vector	Distribución
SPCFV Potyvirus?	Flexuoso 750-800 nm.	?	Perú, Japón, Brasil, China, Cuba, Panamá, Colombia, Bolivia, Indonesia, Filipinas, Uganda
Virus C-6	Flexuoso 750-800 nm.	?	Perú, Africa, Cuba, República Dominicana
SPVG Potyvirus	Flexuoso	?	China
SPCaLV Caulimovirus	Isométrico 50 nm.	?	Puerto Rico, Madeira, Islas Salomon, Australia, Papua Nueva Guinea
SPRSV Nepovirus?	Isométrico 25 nm.	?	Papua Nueva Guinea
Reo-like	Isométrico 70 nm.	?	Asia
Iilar-like	Isométrico 30nm.	?	Guatemala
CMV	Isométrico	Afidos	Israel, Kenya, Uganda, U.S.A.

*SPFMV = sweet potato feathery mottle virus, SPVMV = sweet potato vein mosaic virus, SPV-II = sweet potato virus II, SwPLV = sweet potato latent virus, SPMSV = sweet potato mild speckling virus, SPLSV = sweet potato leaf speckling virus, SPMMV = sweet potato mild mottle virus, SPYDV = sweet potato yellow dwarf virus, SPLCV = sweet potato leaf curl virus, ICLCV = ipomoea crinkle leaf curl virus, SPCSV = sweet potato chlorotic stunt virus (Crinivirus), SPCSV??? = sweet potato chlorotic stunt virus (Potyvirus), SPCFV = sweet potato chlorotic flecks virus, SPVG = sweet potato virus G, SPCaLV = sweet potato caulimo virus, SPRSV = sweet potato ringspot virus, CMV = cucumber mosaic virus.

2.2 Sweet Potato Feathery Mottle Virus (SPFMV)

2.2.1 Distribución geográfica

SPFMV es el virus más estudiado y mejor caracterizado. De amplia distribución, se encuentra donde quiera que se siembre camote.

2.2.2 Características del virus

SPFMV pertenece al género *Potyvirus*, en la familia *Potyviridae*. Posee un virión que tiene entre 810 a 865 nm. de longitud, contiene una sola hebra positiva de ácido ribonucleico (ARN) con un peso molecular aproximado de 3.7×10^6 D. El RNA está encapsulado en un polipéptido monomérico repetido, con un peso molecular de 36 a 38 KD. En las células infectadas se ha observado la presencia de inclusiones en forma de molinete, formadas por proteína viral no estructural (Clark y Moyer, 1988, Moyer y Cali, 1985).

Muchas variantes de SPFMV han sido identificadas, y se le conoce por diferentes nombres. Algunos de los sinónimos incluyen: "sweet potato chlorotic leafspot virus", "sweet potato internal cork virus", "sweet potato russet crack virus", "sweet potato vein mosaic virus", "sweet potato virus A", y "sweet potato vein clearing virus".

2.2.3 Transmisión

Este virus es transmitido de manera no persistente por un gran número de áfidos siendo *Myzus persicae* Sulz. el principal vector (Stubbs y Mc. Lean, 1958, Pozzer y col., 1993). También es transmitido por inoculación mecánica y por injerto, no es transmitido por contacto entre plantas, ni por semilla, ni por polen (Brunt y col., 1996).

2.2.4 Rango de hospedantes

Tiene un rango de hospedantes restringido a las familias Convolvulaceae (*Ipomoea* spp.) y Chenopodiaceae (*Chenopodium amaranticolor* Coste y Reyn, y *C. quinoa* Willd.). Algunas variantes de este virus infectan algunas especies en la familia Solanaceae (*Nicotiana benthamiana* Domin. y *N. Clevelandii* Gray) (López y Salazar, 1987, Moyer y Salazar, 1989).

2.2.5 Síntomas

Los síntomas que ocasiona dependen mucho del genotipo del hospedante y del medioambiente, así como de la variante o del aislamiento del virus. Los síntomas foliares pueden estar constituidos por el clásico patrón clorótico irregular (plumeado) asociado con la nervadura central de la hoja y manchas cloróticas suaves a fuertemente cloróticas, las cuales pueden tener los bordes pigmentados de púrpura. Los síntomas se presentan principalmente en las hojas viejas. Además, muchas plantas tienden a producir infecciones asintomáticas, dependiendo del estado de desarrollo, genotipo y grado de estrés. Los síntomas en las raíces reservantes dependen de la variante de SPFMV y de la variedad del camote. Así, sweet potato russet crack, causa lesiones necróticas externas y corchosis interna en ciertas variedades (Clark y Moyer, 1988). Actualmente, parece ser el principal problema que afecta al camote en Japón (S. Fuentes, comunicación personal).

2.2.6 Métodos de diagnóstico

SPFMV puede ser detectado a través del uso de: a) plantas indicadoras (*I. setosa*, *I. nil*, *C. amaranticolor* y *C. quinoa*). b) métodos serológicos como inmunomicroscopía (ISEM), DAS- y NCM-ELISA. Pero la detección serológica de virus en camote es más difícil especialmente en tejidos o plantas asintomáticas (Abad y Moyer, 1992, Cadena-Hinojosa y Campbell, 1981, Gibb y Padovan, 1993). c) Procedimientos moleculares entre ellos NASH, en contraste con las pruebas serológicas, hace posible la detección temprana de SPFMV usando sondas específicas o de amplio espectro (Abad y Moyer, 1992, Querci y col., 1992). SPFMV también puede ser

detectado e identificado por PCR usando primers degenerados específicos para el virus o para el género (Colinet y col., 1994 y 1998).

2.3 Sweet Potato Chlorotic Stunt Virus (SPCSV)

2.3.1 Distribución geográfica

SPCSV ha sido reportado en Asia (Israel, China, Taiwan), Africa (Uganda, Kenya, Nigeria, Zaire, Madagascar) y América (EEUU, Brasil, Argentina, Perú) (Ames y col., 1996). Desde su primer reporte en 1976, varios estudios han sido realizados en closterovirus de camote transmitidos por mosca blanca y los nombres dados a estos virus aislados fueron: SPCSV (Schaefers y Terry, 1976, Winter y col., 1992, Gibson y col., 1998), sweet potato virus disease-associated closterovirus (SPVD-aC) (Pio-Ribeiro y col., 1996, Winter y col., 1992) y sweet potato sunken vein virus (SPSVV) (Cohen y col., 1992, Hoyer y col., 1996, Vetten y col., 1996). Estudios posteriores, han demostrado que estos closterovirus están serológicamente relacionados. Consecuentemente ha sido propuesto al Grupo de Estudio de Closterovirus del Comité Internacional para la Taxonomía de Virus que el nombre de SPCSV debe ser mantenido para referirse a este virus (Wisler y col., 1998).

2.3.2 Características del virus

SPCSV pertenece al género Crinivirus, en la familia *Closteroviridae*. Posee una partícula filamentosa flexuosa de 850 a 950nm. de longitud, tiene un genoma bipartito (ARN 1, c. 7.6kb y ARN 2, c. 8.4kb), con una cubierta proteica de peso molecular aproximado de 25 a 34 KD. (Winter y col., 1992, Cohen y col., 1992, Hoyer y col., 1996; Wisler y col., 1998).

Resultados de pruebas serológicas usando antisueros policlonales (PAbs) y monoclonales (MAbs) para un aislamiento keniano y un aislamiento israelí de SPCSV, demostraron que los SPCSV aislados de Africa, Asia y América están serológicamente relacionados. Sin embargo,

las reacciones de los PABs y MABs en DAS- y TAS-ELISA respectivamente, dividieron los aislamientos de SPCSV en dos serotipos (variantes) uno de los cuales es representado por los aislamientos del Este de Africa y el otro por los aislamientos restantes (Vetten y col., 1996). Una mezcla de anticuerpos monoclonales denominada MAb Mix1 reconoce solamente a los aislamientos del Este de Africa (Kenia, Uganda, Tanzania), mientras que otra mezcla MAb Mix2 reacciona con los demás aislamientos, es decir, con aquellos que no provienen del Este de Africa (Nigeria, Gabón, Israel, Brasil, Argentina, EEUU y Taiwan) (Vetten, 1996, Gibson y col., 1998, Di Feo y col., 2000).

2.3.3 Transmisión

Este virus es restringido al floema y es transmitido de manera semi-persistente por la mosca blanca *Bemisia tabaci* Gennadius biotipo B (*B. Argentifolii* Bellows y Perring) (Winter y col., 1992, Hoyer y col., 1996). Es transmitido por injerto, pero no es transmitido por inoculación mecánica, ni por contacto entre plantas.

2.3.4 Rango de hospedantes

Su rango de hospedantes está limitado a la familia Convolvulaceae (*Ipomoea* spp., *I. hederacea* Jacq., *I. trichocarpa* Ell., *I. nil*, *I. setosa*, *I. trifida* G. Don) y algunas especies de la familia Solanaceae (*Nicotiana benthamiana* y *N. clevelandii*) y Amaranthaceae (*Amaranthus palmeri* S. Wats) (Cohen y col., 1992).

2.3.5 Síntomas

Los síntomas reportados para SPCSV, varían geográficamente. SPCSV aislado de Nigeria, no causa síntomas en camote (Schaefer y Terry, 1976). Los resultados obtenidos por Gibson y col. (1998) sugieren que SPCSV en Uganda tienen efectos más severos que en Nigeria, en general los síntomas observados son enanismo en las plantas de camote, y dependiendo de la variedad, suave clorosis o antocianescencia de las hojas basales. Además, en *I. setosa* SPCSV de Uganda

causa un severo enanismo, clorosis y un enrollamiento de las hojas hacia el envés, mientras que SPCSV nigeriano causa solo enanismo y suave clorosis pero no deformación de hojas (Schaefers y Terry, 1976); síntomas suaves no reconocibles fácilmente (Rossel y Thotappilly, 1985), o enanismo y enrollamiento de las hojas, pero clorosis de hoja sólo en las condiciones más favorables (Winter y col., 1992).

2.3.6 Métodos de diagnóstico

SPCSV puede ser detectado mediante el uso de: a) plantas indicadoras (*I. setosa* e *I. nil*) (Winter y col., 1992). b) técnicas serológicas a través de ISEM y DAS-, TAS- y NCM-ELISA usando anticuerpos monoclonales y policlonales. c) técnicas moleculares utilizando sondas y primers para su detección por NASH y RT-PCR. El análisis de ARN de doble hebra (ARNds) puede también ser usado (Abad y col., 1992, Winter y col., 1992).

2.4 La enfermedad viral del camote “Sweet Potato Virus Disease” (SPVD)

2.4.1 Distribución geográfica

SPVD es común en Africa (Nigeria, Camerún, Ghana, Uganda y Kenya), donde es la principal enfermedad viral de camote. SPVD ha sido también reportado en Argentina, Brasil, Perú, Estados Unidos, y Taiwan (Ames y col., 1996).

2.4.2 Características de la enfermedad

SPVD es causado por la interacción sinérgica de SPFMV y SPCSV (Schaefers y Terry, 1976, Gibson y col., 1997, Gibson y col., 1998, Wisler y col., 1998). A pesar del aparente significado general del nombre SPVD, los síntomas son tan característicos que el nombre ha llegado a ser restringido a la enfermedad con estos síntomas y causados por estos dos virus (Carey y col., 1999).

2.4.3 Síntomas

Los síntomas causados por cualquiera de estos dos virus (SPFMV y SPCSV) separadamente son relativamente suaves o inexistentes en camote y tienen poco efecto en el rendimiento. Sin embargo, los síntomas causados por SPVD en camote, constan de varias combinaciones de reducción y deformación laminar de las hojas, aclareo de nervaduras, rugosidad y enanismo (Clark y Moyer, 1988, Rossel y Thottapilly, 1988, Ames y col., 1996, Gibson y col., 1998).

2.5 Efecto de los virus en el rendimiento del camote

Las enfermedades virales constituyen una de las principales limitaciones para la producción del camote en algunos países, donde las pérdidas de más de la mitad del rendimiento potencial han sido atribuidas al efecto de los virus (Hahn, 1979, Ngeve y Bouwkamp, 1991).

La reducción del rendimiento en las plantas infectadas depende de varios factores tales como: condiciones ambientales, susceptibilidad de la variedad, estado nutricional de la planta y la variante del virus en la zona (Salazar, 1995).

En muchos casos la infección simultánea de una planta por dos virus diferentes causan daños de mayor consideración que cuando los virus infectan a las plantas separadamente. Este sinergismo es muy claro en SPVD y CD.

Algunas variantes de SPFMV como "RC" causan pérdidas económicas (Campbell y col., 1974). Variedades susceptibles pueden sufrir pérdidas significativas en el rendimiento en comparación con las variedades tolerantes (Clark y Moyer, 1988).

Olivero y Oropeza (1985) en Venezuela, reportaron que SPFMV ocasiona severos daños a las plantas de camote, el rendimiento y otras características agronómicas fueron considerablemente

afectados. Los rendimientos en las raíces reservantes se vieron reducidos en un 43.6% en las plantas infectadas. También se detectaron diferencias altamente significativas en las siguientes características: área foliar, contenido de clorofila, número de hojas, longitud de las ramas y rendimiento en follaje.

Sin embargo, estudios en pérdidas de rendimiento causados por SPFMV, son pocos y mayormente insatisfactorias porque la mayoría de experimentos se emprendieron para determinar el beneficio de usar material de camote libre de virus más que para calcular el efecto de los virus sobre el rendimiento. En base a los datos citados por Karyeija y col. (1998), se sugiere que SPFMV sólo disminuye el rendimiento de las raíces reservantes en al menos algunos cultivares.

Biderbost y col. (1990), en Argentina, demostraron que la enfermedad “enanismo clorótico” (se pensó que era una variante severa de SPFMV, Di Feo y col., 2000), ocasiona en la variedad Morada Inta daños significativos sobre el crecimiento vegetativo y producción comercial, pudiéndose establecer para distintos caracteres componentes del rendimiento los siguientes porcentajes de daños: longitud de ramas principales 30%, número de ramas principales 26%, área foliar 45%, peso fresco del follaje 70%, número de raíces reservantes 36% y peso de raíces reservantes 64%.

Hanh (1979), observó que SPVD produjo una reducción en el rendimiento de las raíces reservantes en un 78%, en Nigeria. Así también, reducciones de 25 a 56% en el rendimiento fueron reportadas en Taiwan en plantas de camote infectadas por un complejo viral, probablemente conteniendo SPFMV, SwPLV y un virus transmitido por mosca blanca (Chung y col., 1981).

Ngevé y Bouwkamp (1991), a fin de investigar la tolerancia de los genotipos en Camerún y obtener un mejor panorama de la pérdida del rendimiento ocasionado por el SPVD, estudiaron ocho variedades de camote que mostraban síntomas de SPVD. Dos variedades, si bien mostraban síntomas, fueron tolerantes al mal, y sus rendimientos no se vieron reducidos significativamente por el SPVD. En las otras seis variedades, el rendimiento de las raíces reservantes se redujo entre un 56 y un 90% en las plantas que mostraban síntomas típicos.

Milgram y col., (1996), a través de pruebas de campo conducidas durante 1990 y 1992 en Israel, reporta que hubo una reducción marcada de 41-64% en el rendimiento de las raíces de las plantas afectadas con SPVD. En las plantas infectadas con SPCSV, hubo una reducción de 29-36%; mientras que en las infectadas con SPFMV no mostraron diferencias en el rendimiento con respecto a los controles sanos.

Gibson y col. (1998), reportaron que las plantas provenientes de esquejes infectados con SPCSV produjeron alrededor de un cuarto del follaje de las plantas no infectadas, esquejes afectados con SPVD provenientes del campo apenas crecieron y produjeron 3% del follaje de los esquejes no infectados. Mientras que el rendimiento de las raíces reservantes, en los esquejes infectados con SPCSV y SPVD fue de 13% y 2% del rendimiento de los esquejes no infectados, respectivamente.

SPVD causa severas reducciones en el rendimiento, pero no afecta la calidad del camote (Hanh, 1979, Chung y col., 1981).

2.6 Control de las enfermedades virales

A diferencia de otras enfermedades infecciosas, las plantas infectadas por virus generalmente presentan un daño irreversible, lo que implica que las medidas preventivas representen la única alternativa para controlarlas.

Los métodos preventivos de control a ser aplicados dependen mucho del conocimiento de las diferentes enfermedades y de los factores ecológicos que determinan su prevalencia. Estas medidas incluyen un rango amplio de actividades que van desde la eliminación de potenciales reservorios y el control de posibles vectores, hasta el uso de material de propagación certificado libre de patógenos y con resistencia genética al virus (Salazar, 1995, Carey y col., 1999).

Indudablemente el uso de materiales de siembra sanos es una medida de control altamente efectiva para el SPVD. En China, el mayor productor de camote en el mundo, los experimentos de campo demostraron que los materiales de siembra libre de virus tuvieron un rendimiento dos o tres veces mayor que los materiales infectados con virus (CIP, 1996).

2.7 Enfermedades virales que afectan al cultivo de camote en el Perú

En el Perú se han reportado los siguientes virus de camote: SPFMV, SPCFV, sweet potato leaf speckling virus (SPLSV ó C4), Virus C-6, SPMSV y SPCSV (López y Salazar, 1987, Cedano y col., 1989, Cucho, 1993, Nakano y col., 1994, Fuentes, 1994, Fuentes y Salazar, 1989 y 1997, Fuentes y col, 1997). Sweet potato leaf curl virus (SPLCV, geminivirus) ha sido reportado recientemente (S. Fuentes, comunicación personal).

Cucho (1993), reportó que los virus SPFMV y SPCFV (solos o en combinación) están presentes en el Sur Chico del Perú (Nazca, Palpa, Ica, Pisco, Chincha y Cañete), aparentemente SPMMV está presente en Nazca. No se encontró SwPLV en las zonas que fueron muestreadas. Por los

síntomas expresados en *I. setosa* después de injertar esquejes de camote colectados en esos lugares, se puede sospechar la presencia de SPVD.

Varias accesiones de camote de la colección del germoplasma del Centro Internacional de la Papa (CIP) reaccionaron con el antisuero para SPCSV. Aunque, SPFMV fue también detectado en las plantas infectadas con SPCSV, no se observaron síntomas parecidos al SPVD (Fuentes y Salazar, 1997).

En muestreos realizados en el valle de Cañete entre Setiembre y Octubre de 1998, se llegó a detectar SPFMV y SPCSV, confirmando la presencia de SPCSV por primera vez en este valle. Tanto SPFMV y SPCSV se han diseminado en esta zona, a través de sus vectores naturales (áfidos y mosca blanca, respectivamente) y el movimiento de esquejes-semilla infectados (S. Fuentes, comunicación personal).

III. MATERIALES Y METODOS

3.1 Distribución e incidencia del SPCSV y el complejo viral SPVD

3.1.1 Zonas de muestreo

Para determinar la distribución e incidencia de SPCSV y SPVD se realizó un muestreo estratificado al azar de los campos con cultivo comercial de camote en el valle de Cañete. Para ello, se obtuvo información de la Oficina del Ministerio de Agricultura en Cañete. Considerando el área de camote sembrado entre el 15 de Noviembre y 15 de Diciembre de 1998 en los 6 distritos (estratos) que conforman este valle, se definió el número de campos y las localidades a evaluarse en cada estrato (Cuadro 2). Fue así, que se muestrearon 22 campos, con una superficie mayor o igual a 1 hectárea y la edad de las plantas estuvo comprendida entre 1½ a 4 meses (Fig. 1).

Cuadro 2. Localidades en las que se realizó el muestreo, en los diferentes distritos en el valle de Cañete.

Distritos	No. de Campos muestreados	Localidad(es)
Cerro Azul	1	Casa Blanca
Quilmaná	3	Lateral "A", Lateral "B", Lateral "Z"
San Luis	2	Santa Bárbara, La Quebrada
Imperial	4	Casa Pintada, Cantagallo, San Benito, Cerro Alegre.
Nuevo Imperial	3	Hualcará, Josefina, La Huerta-Rinconada
San Vicente	9	Unanue, Cuiva, Esmeralda, Playa Hermosa, Montalván, Hda. Palo, Herbay Bajo, Herbay Alto, Santa Rosa.

3.1.2 Colección y procesamiento de muestras

La colección de las muestras fue realizada entre el 11 y el 20 de Enero de 1999. En cada campo se colectaron 90 muestras al azar (de acuerdo al tamaño y a la forma del terreno se seleccionó un determinado número de surcos igualmente espaciados, de cada surco se colectaron las

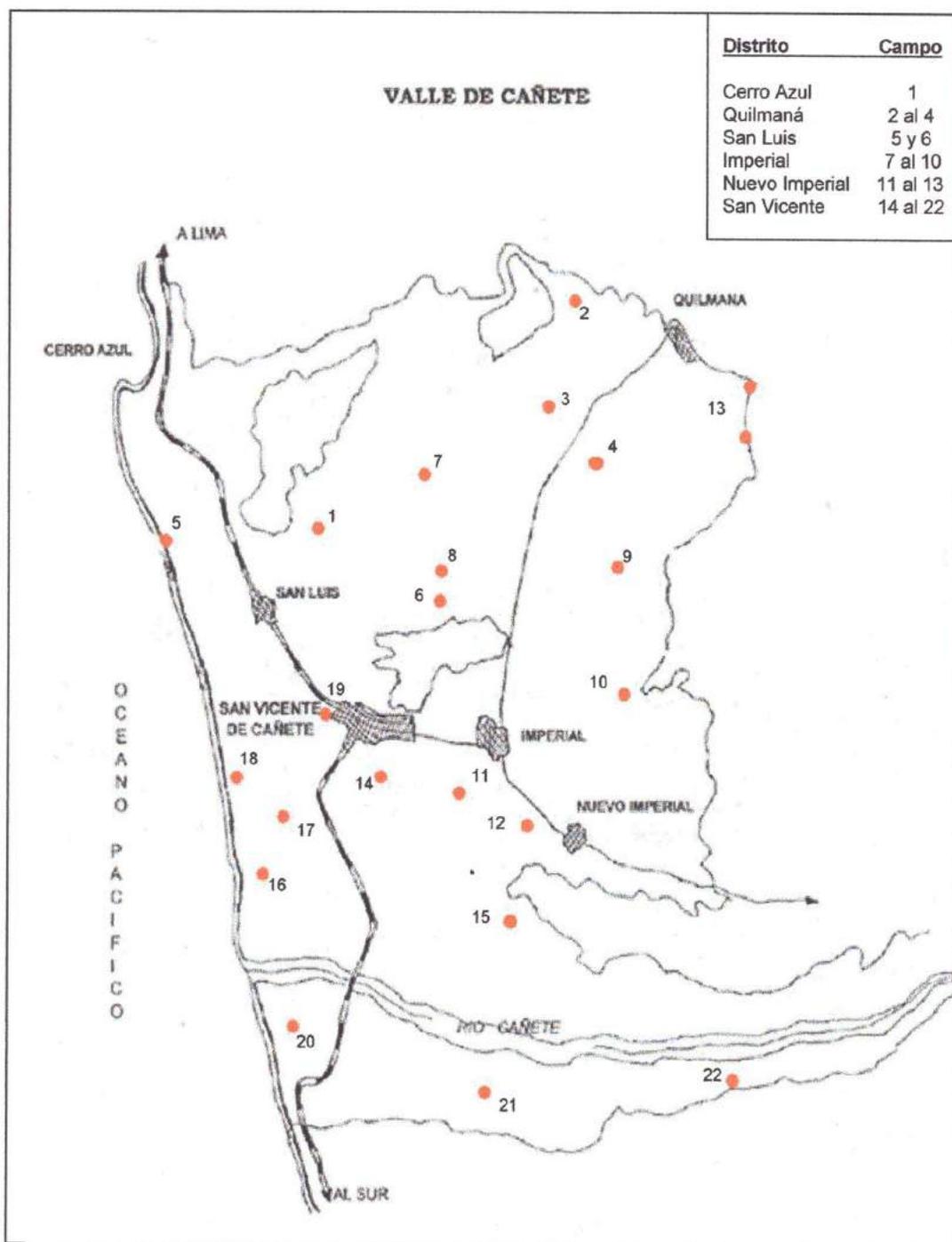


Figura 1. Ubicación de los campos muestreados en el valle de Cañete (11-20 Enero, 1999).

muestras equidistantes entre sí), para cada muestra se tomaron 2 hojas por planta, una de la parte superior y otra de la parte media. Las muestras colectadas fueron debidamente identificadas, tomándose nota de la sintomatología, si es que estuvo presente.

Un total de 1980 muestras de plantas fueron colectadas en todo el valle. Estas muestras fueron llevadas al laboratorio de Virología del CIP (Lima) para su procesamiento a través de la prueba serológica NCM-ELISA como se describe en el anexo 1. El objetivo principal fue determinar la distribución e incidencia de SPCSV y SPVD, pero a la vez, se evaluaron otros virus cuyos antisueros estaban disponibles: SPMMV, SwPLV, SPCFV, Virus C-6, y SPMSV.

a. Antisueros

Los antisueros policlonales para SPFMV (variantes "RC" y peruano "C1"), SPMMV, SwPLV, SPCFV, SPMSV, y Virus C-6 fueron proporcionados por S. Fuentes (CIP, Lima). El antisuero monoclonal (7H8G2) para SPFMV contra el aislamiento SPV-I del complejo SPVD de Nigeria fue proporcionado por G. Thottappilly (IITA, Nigeria). Para la detección de SPCSV, dos antisueros monoclonales (Mab Mix1 y Mab Mix2) y uno policlonal recombinante (SPCSV-KyCP) fueron gentilmente donados por H. J. Vetten (Federal Biological Research Center for Agriculture and Forestry Braunschweig, Alemania). Los antisueros conjugados con fosfatasa alcalina para IgG de conejo producido en cabra ("Goat anti rabbit", GAR) y para IgG de ratón producido en cabra ("Goat anti mouse", GAM) fueron adquiridos comercialmente (BIO-RAD, USA).

b. Absorción de antisueros

El antisuero policlonal recombinante para SPCSV que reaccionaba inespecíficamente (reacción ligera con el control sano), fue absorbido con savia de planta sana de camote, como se describe en el anexo 2.

c. Controles Negativos y Positivos

Savia de plantas de diferentes variedades de camote y plantas indicadoras sanas (*I. setosa* e *I. nil*) fueron utilizadas como control negativo. Savia de plantas indicadoras infectadas con cada uno de los virus (Cuadro 3), fue utilizada como control positivo en la prueba NCM-ELISA.

Cuadro 3. Plantas indicadoras infectadas con diferentes virus, cuya savia fue utilizada como controles positivos en las diversas pruebas serológicas.

Virus	Planta Indicadora	Mantenimiento
SPFMV	<i>Ipomoea nil</i>	Por inoculación mecánica
SPMMV	<i>Nicotiana tabacum</i> cv. "White burley"	Por inoculación mecánica
SwPLV	<i>Nicotiana benthamiana</i>	Por inoculación mecánica
SPCFV	<i>Ipomoea nil</i>	Por inoculación mecánica
C-6	<i>Ipomoea setosa</i>	Por injerto
SPMSV	<i>Ipomoea nil</i> y <i>N. benthamiana</i>	Por inoculación mecánica
SPCSV	<i>Ipomoea setosa</i>	Por injerto

Para la obtención y mantenimiento de las plantas indicadoras, así como la transmisión por inoculación mecánica y por injerto, se efectuaron los procedimientos descritos en CIP (1997).

En la transmisión por inoculación mecánica, se maceraron las hojas de plantas infectadas con una solución amortiguadora. Las plantas a infectar se espolvorearon con el abrasivo Carborundum y con la ayuda de un hisopo se aplicó el macerado sobre las hojas.

El tipo de injerto empleado fue el lateral, que consiste en hacer una incisión oblicua en el tallo receptor y colocar el explante escogido de la planta donante, el cual es cortado en forma de cuña. El injerto es fijado con parafilm y cubierto con una bolsa plástica por tres días para mantener la humedad y asegurar el prendimiento del mismo.

Adicionalmente, las semillas de *I. setosa* e *I. nil* fueron previamente escarificadas siguiendo el proceso que se indica en el anexo 3.

3.1.3 Colección y procesamiento de esquejes

En cada zona muestreada, se colectaron esquejes de camote que mostraban posibles síntomas causados por infección viral (enanismo, clorosis, deformación de hoja, etc.). Los esquejes debidamente identificados, fueron transplantados y mantenidos (previa aplicación con insecticidas) en los invernaderos del CIP (Lima), para ser posteriormente analizados a través de la prueba NCM-ELISA y de la sintomatología expresada en plantas indicadoras (*I. setosa* e *I. nil*) después de haber sido injertadas (injerto lateral) con secciones de tallo (nudo) de cada esqueje colectado.

3.1.4 Encuesta a los agricultores

En el momento del muestreo se realizó una breve encuesta al agricultor, para obtener mayor información acerca del cultivo, considerando los siguientes aspectos: variedad de camote sembrado, edad del cultivo, densidad de siembra, procedencia de la semilla, distribución de la semilla, cultivo sembrado anteriormente y otros cultivos alrededor del campo.

3.2 Estimación del efecto de los virus, SPFMV y SPCSV solos y en combinación, en el rendimiento del camote.

3.2.1 Material Vegetal

Se seleccionaron dos variedades comerciales de camote, Jonathan y Costanero libres de patógenos, los que fueron proporcionados por el Banco de Germoplasma del CIP (Lima). Las principales características morfológicas de estas variedades se muestran en el anexo 4.

Ambas variedades provenientes de cultivos *in vitro*, aproximadamente 450 plántulas por variedad, fueron aclimatadas y mantenidas en los invernaderos del CIP (Lima). La propagación por esquejes de este material se continuó en el tinglado del Programa Nacional de Papa y Camote en DONOSO-INIA Huaral. Una vez obtenida la cantidad de esquejes necesarios (1200 esquejes por variedad), retomaron nuevamente a las instalaciones del CIP (Fig. 2).

3.2.2 Aislamientos de SPFMV y SPCSV

A partir de plantas de camote afectadas con SPVD provenientes del valle de Cañete, se obtuvieron tres aislamientos diferentes de SPFMV (M2-44, M2-41 y C-18) a través de inoculación mecánica a *I. nil*. De estos tres aislamientos se seleccionó el M2-44 por presentar los síntomas más severos en *I. nil*.

De la misma manera, de plantas de camote infectadas con SPCSV, se obtuvo a través de injerto en *I. setosa* al menos dos aislamientos de SPCSV (M2-47 y M2-62). El aislamiento M2-62 presentaba los síntomas más severos en *I. setosa*, pero por las dificultades en su mantenimiento y propagación, se trabajó con el aislamiento M2-47.

El aislamiento de SPFMV M2-44 fue propagado por inoculación mecánica en *I. nil*, mientras que el aislamiento de SPCSV M2-47 fue propagado por injerto en *I. setosa*, hasta obtener la cantidad suficiente para iniciar la infección del material experimental (Fig. 3).

Pruebas previas de infección se realizaron en la variedad Jonathan, en las que se injertaron los 3 aislamientos de SPFMV y el aislamiento de SPCSV M2-47, y las respectivas combinaciones (SPVD), plantas sanas y plantas naturalmente afectadas con SPVD sirvieron de controles. Posteriormente se hizo el mismo ensayo en la variedad Costanero.



Figura 2. Propagación del material vegetal (var. Jonathan) previo a la instalación del experimento en campo. (A) Magentas conteniendo plántulas de camote. (B) y (C) Transplante del material vegetal a jiffys y a macetas, respectivamente. (D) Propagación de esquejes en el tinglado (E.E.-Donoso, Huaral). (E) Plantas injertadas con SPFMV y SPCSV (solos o en combinación), mantenidas en ambientes separados dentro del invernadero en el CIP-Lima.

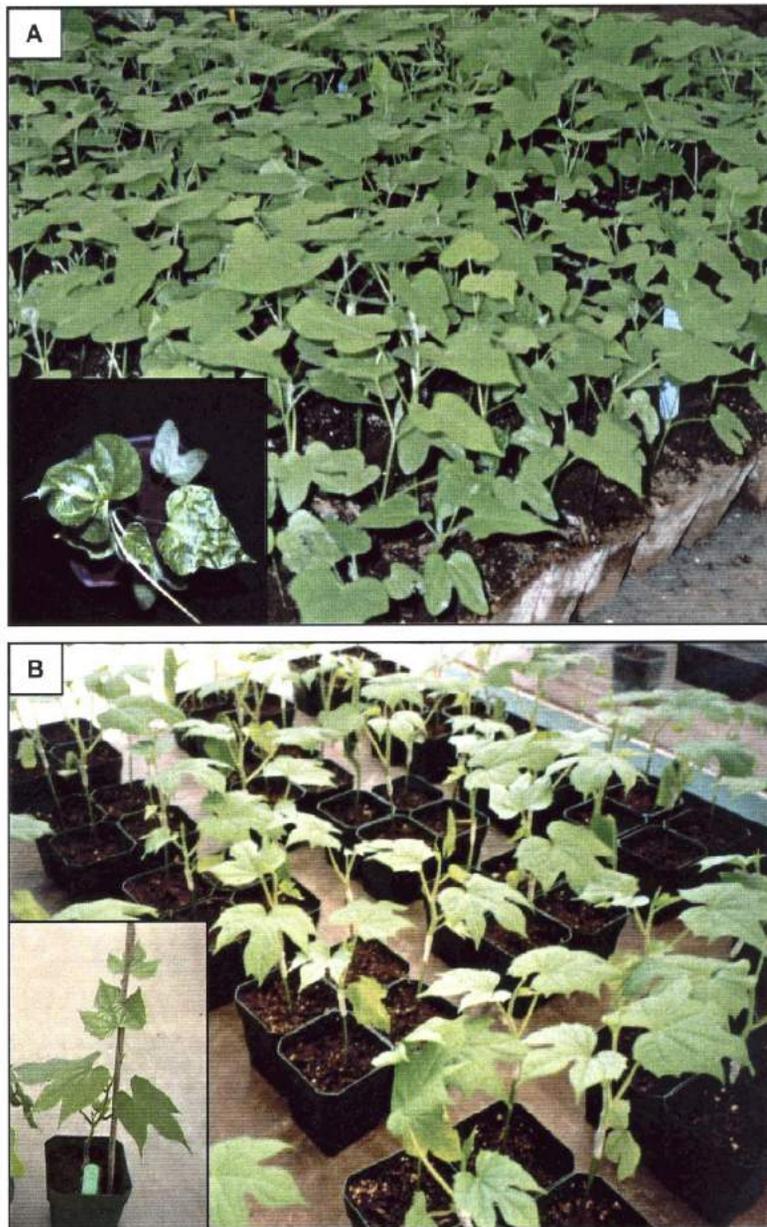


Figura 3. Propagación masiva de los aislamientos de SPFMV y SPCSV. (A) Por inoculación mecánica del SPFMV M2-44 en *I. nil*. Síntoma de aclareamiento de venas y rugosidad de hojas inducido por el virus (abajo a la izquierda). (B) Por injerto del SPCSV M2-47 en *I. setosa*. Síntoma de clorosis intervenal inducido por el virus (abajo a la izquierda).

3.2.3 Infección del material vegetal

Se procedió a infectar a través de injerto lateral los esquejes de Jonathan y Costanero con SPFMV y SPCSV. Para obtener el SPVD (SPFMV + SPCSV) se hizo doble injerto, dejando como mínimo una semana entre ellos.

Se dispuso de dos invernaderos en el CIP (Lima), uno donde se mantuvo el material sano y otro para el material a infectarse. Este segundo invernadero fue separado en tres ambientes, protegidos por mallas, para mantener en forma aislada las plantas infectadas con SPFMV, SPCSV y SPVD (Fig. 2E).

3.2.4 Conducción del experimento

El experimento fue realizado en el Lote de Cerro Cohete perteneciente a la Asociación de Agricultores de Cañete, situado en el distrito de Imperial, Provincia de Cañete, Departamento de Lima, siendo su ubicación geográfica:

Latitud Sur	: 13° 02'
Longitud Oeste	: 76° 20'
Altitud	: 181 m.s.n.m.

En el anexo 5 se muestra el análisis de caracterización de suelos, realizado por el laboratorio de Análisis de Suelos, Plantas, Aguas y Fertilizantes de la Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima -Perú.

Los registros meteorológicos (Febrero a Julio del 2000) proporcionados por la Estación Experimental Agrícola en Nuevo Imperial - Cañete, ubicada en el Km 7.5 de la carretera a Lunahuaná, se muestran en el anexo 6.

3.2.5 Diseño Experimental

Se empleó un Diseño Bloque Completo al azar en un arreglo factorial 2x4 con 3 repeticiones (Fig. 4). Los factores en estudio fueron:

A	Variedad de Camote	Jonathan Costanero
B	Infección Viral	Material sano Material infectado con SPFMV Material infectado con SPCSV Material infectado con SPFMV+SPCSV

3.2.6 Análisis Estadístico

Para el análisis de los datos se consideró el siguiente modelo aditivo lineal:

$$Y_{ijk} = \mu... + B_k + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

$$\begin{array}{ll}
 i = 1,2 & p = 2 \\
 j = 1,2,3,4 & q = 4 \\
 k = 1,2,3 & r = 3
 \end{array}$$

- Y_{ijk} : Rendimiento observado en el bloque “k”, para el nivel “i” del factor A y el nivel “j” del factor B.
- $\mu...$: Efecto de la media general
- B_k : Efecto del bloque “k”
- α_i : Efecto del nivel “i” del factor A
- β_j : Efecto del nivel “j” del factor B
- $(\alpha\beta)_{ij}$: Efecto de la interacción del nivel “i” del factor A y el nivel “j” del factor B
- ε_{ijk} : Efecto aleatorio del error experimental.

El análisis estadístico se realizó mediante el análisis de la variancia con el programa SAS 6.12 (Statistics Analysis System). Según los resultados del análisis de la variancia, se hizo la comparación de medias de tratamiento con la prueba Diferencia Mínima de Significación ($LSD_{0.05}$, “least significant difference”).

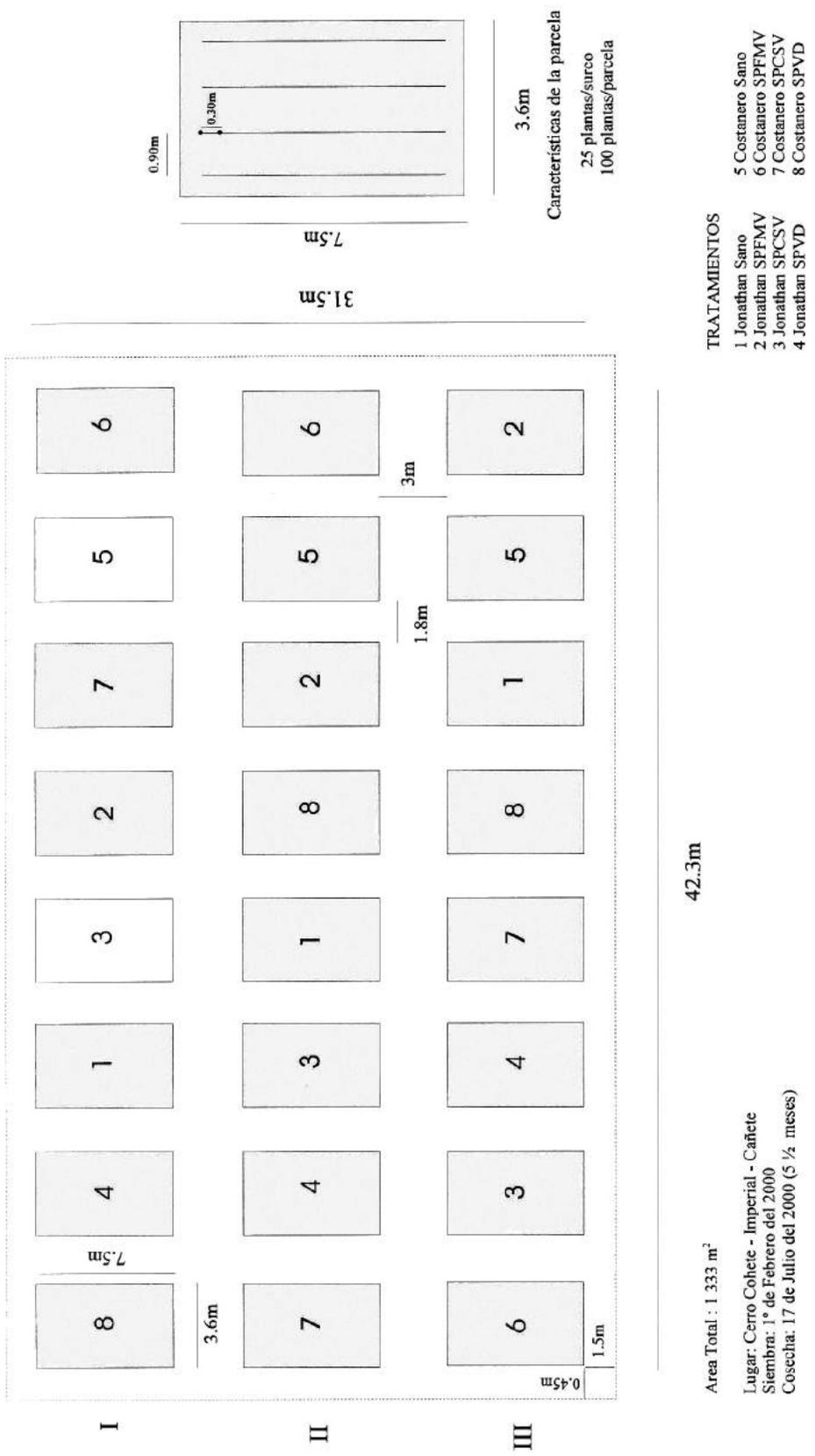


Figura 4. Distribución de los bloques y de los tratamientos en el campo de acuerdo al diseño propuesto.

3.2.7 Labores Culturales

Las labores culturales se llevaron a cabo de acuerdo al manejo habitual de los agricultores en el valle de Cañete (Daza y Rincón, 1993).

a. Preparación del terreno

La preparación del terreno se llevó a cabo a través de las siguientes actividades: rayado del campo, machaco o riego del campo, barbecho a punto del campo, gradado y planchado del campo y rayado del campo para la siembra.

b. Plantación o siembra

Esquejes de unos 30 a 35 cm. fueron sembrados el 1º de Febrero del 2000 en Cerro Cohete-Cañete, siguiendo el diseño estadístico propuesto.

La siembra se efectuó en forma manual, cada 30 cm. a un esqueje por golpe, colocando la semilla en forma de acodo, que consiste en poner el esqueje en la costilla del surco de forma que el ápice basal este semicurvada, tapada con tierra y en dirección de la circulación del agua de riego. A la semana, aquellos esquejes que no se habían establecido fueron reemplazados (resiembra).

c. Abonamiento y cultivo

A los 25 días después de la siembra (d.d.s.), se aplicó una mezcla de estiércol de vaca, sulfato de potasio, fosfato diamónico y urea (60 - 80 -80 de NPK). La aplicación fue en forma manual, aplicando cantidades de abono a cada planta en todo el experimento.

Las labores de cultivo y deshierbo se realizaron inmediatamente después del abonamiento. El cultivo fue realizado con tractor.

d. Aporque y deshierbo

El aporque se efectuó 55 d.d.s., con un arado tirado por caballos. Como al momento de voltear la tierra todas las malas hierbas se tapan o quedan fuera, el aporque cumple un objetivo secundario que es el deshierbo.

e. Riego

Los riegos fueron efectuados dependiendo de la disponibilidad de agua y del manejo habitual de los agricultores en dicha zona. Si el terreno estaba seco, se regó entre 3 a 4 horas aproximadamente, si estaba húmedo entre 1½ a 2 h.

f. Cosecha

La cosecha se realizó en forma manual, el 17 de Julio del 2000, a los 167 d.d.s.

3.2.8 Variables en estudio

Las variables en estudio fueron: cobertura de planta, número de ramas principales, longitud de la rama principal, peso fresco del follaje, peso y número de raíces reservantes totales, comerciales y no comerciales.

Todas las evaluaciones fueron realizadas en los 2 surcos centrales de las parcelas para evitar el efecto de borde. Al determinar la cobertura de planta, el número de las ramas principales y la longitud de la rama principal, se seleccionaron 12 plantas al azar por parcela (6 plantas por surco central). Para las demás variables se evaluaron todas las plantas correspondientes a los surcos centrales (aproximadamente, 50 plantas por parcela).

a. Durante el cultivo

- Porcentaje de establecimiento

Estos datos fueron tomados a los 38 d.d.s., contando el número de esquejes que se habían establecido en el experimento después de la resiembra.

- Cobertura de planta

Fue evaluado a los 46 d.d.s. Para esta evaluación se usó un marco de madera cuyas dimensiones coincidían con el distanciamiento entre surcos (0.90 m) en un lado y con el distanciamiento entre plantas (0.30 m) en el otro. El área dentro del marco de madera, fue separada por pabilos distanciados cada 10cm. tanto a lo largo como a lo ancho, quedando así una malla con sectores cuadrados de 10x10cm. Luego este cobertor se puso suspendido en el aire sobre la planta, pudiéndose contar así el número de cuadrados que la planta llenaba, obteniéndose el área proyectada de la planta sobre el suelo (cobertura).

- Número de las ramas principales y longitud de la rama principal

Fueron evaluados una semana antes de la cosecha, es decir a los 160 d.d.s., se procedió a contar el número de ramas principales por planta y con un centímetro se tomó la longitud de la rama principal.

b. En la Cosecha

- Peso fresco del follaje

Se procedió a cortar el follaje desde el cuello de la planta y con la ayuda de una balanza de campo, se pesó inmediatamente el follaje planta por planta.

- Peso y número de las raíces reservantes

Ayudados de trinchas, se procedió a cosechar las raíces reservantes colocándolas en mallas planta por planta, las que fueron luego colocadas en sacos debidamente identificados para ser transportados al almacén del CIP - Lima. Allí se procedió a pesar y contabilizar el número de raíces reservantes totales, comerciales y no comerciales. Haciendo la clasificación de comerciales y no comerciales en base al peso (comerciales entre 100 y 600 g., y no comerciales menores de 100g. y mayores de 600 g.).

- **Porcentaje de supervivencia**

De acuerdo al número de plantas cosechadas, se determinó el porcentaje de supervivencia.

3.2.9 Control de insectos vectores

Para evitar la infección de los tratamientos con virus no deseados, el experimento fue rodeado por maíz, y se realizó un manejo integrado de plagas (Mujica y Cisneros, 1998), para controlar las poblaciones de mosca blanca y áfidos (insectos transmisores de SPCSV y SPFMV respectivamente).

a. Monitoreo y control de mosca blanca

Para adoptar las prácticas de control adecuadas, fue necesario estimar la población de mosca blanca. Así, se estimó la cantidad de adultos colocando una trampa amarilla de 24cm x 24cm. en el centro del experimento, la que fue renovada semanalmente. Recogida la trampa amarilla, se trazaron en ambos lados de la trampa 3 cuadrados de 4 cm de lado, dispuestos en forma diagonal, y se procedió a contar los adultos capturados dentro de los cuadrados. Sacando el promedio, se obtuvo la cantidad de adultos por cuadrado, para finalmente obtener el número de adultos por trampa (Mujica y col., 1998a). A su vez se colectó al azar 20 hojas basales de las plantas de camote para determinar la cantidad de huevos, ninfas y pupas presentes. Las hojas colectadas fueron observadas al estereoscopio, determinando en ellas un campo de observación de 1cm² (Mujica y col., 1998b).

En la primera etapa del cultivo se intentó controlar la población de mosca blanca a través de "pasada de manta", y recogedores plásticos de color amarillo untados con aceite comestible. Luego se hizo una aplicación con Supracid y Applaud, posteriormente se aplicó Vertimec y Entomopatógenos (*Paecilomyces* spp.) cada 10 días en forma intercalada (Mujica y col., 1998b, Vera y col., 1999).

b. Monitoreo y control de áfidos

No fue necesario ya que no se observaron áfidos en esta temporada.

3.2.10 Detección de virus

Durante el cultivo, se observó la sintomatología producida por los virus en cada uno de los tratamientos. A los 2½ meses se realizó un muestreo para confirmar la presencia de los virus en estudio, a través de NCM-ELISA.

IV. RESULTADOS

4.1 Distribución e incidencia de SPCSV y el complejo viral SPVD

La distribución e incidencia viral en las diferentes zonas muestreadas se indica en el cuadro 4, en donde se observa que de 1980 muestras colectadas, 705 resultaron positivas a la prueba NCM-ELISA (Fig. 5), alcanzando una incidencia viral del 35.61% en todo el valle de Cañete (Fig. 6). La zona de mayor incidencia viral fue Quilmaná con 58.15% y la de menor incidencia Nuevo Imperial con 17.04%. La infección por campo fluctuó entre 8.89% (Playa Hermosa, San Vicente) y 81.67% (La Quebrada, San Luis). En el anexo 7, se muestra en detalle la incidencia viral por localidad en cada distrito.

Los virus encontrados con mayor frecuencia fueron SPCSV (serotipo MAb Mix1)(24%) y SPFMV (19%) seguidos por SwPLV (2.4%) y SPMSV (0.7%). SPMMV, SPCFV y C-6 no fueron detectados en ninguna muestra (Cuadro 4). SPCSV y SPFMV fueron encontrados en todas las localidades muestreadas, a excepción de Playa Hermosa donde no se detectó SPFMV. SPFMV y SPCSV se hallaron solos y en combinación en las muestras analizadas. La infección simultánea de estos dos virus (complejo viral SPVD), fue detectada en 20 de las 22 localidades muestreadas, encontrándose la mayor cantidad de plantas afectadas en el distrito de Quilmaná. Aunque, SwPLV fue detectado en 15 de las localidades y SPMSV en 10, sus incidencias fueron bajas (Anexo 8).

De las 1980 muestras colectadas, 870 plantas mostraron diversos síntomas en campo, de las cuales solo reaccionaron 440 para los virus evaluados (Cuadro 5). Los síntomas más comunes observados en campo fueron decoloración que incluye clorosis, aclaramiento de venas, manchas cloróticas, puntos cloróticos, moteado, mosaico y amarillamiento. Otro síntoma observado fue la antocianescencia, dentro del cual se incluyen manchas, anillos y puntos púrpuras.

Cuadro 4. Detección serológica de virus en muestras procedentes de campos de camote, en diferentes distritos de Cañete, mediante NCM-ELISA (11-20 Enero, 1999).

Distritos	No. campos muestreados	No. muestras colectadas	No. muestras infectadas	Incidencia viral (%)	Antisuero para los virus ^a								
					FMV	MMV	LV	CFV	C-6	MSV	SPCSV ^b		
											Mix1	Mix2	
Cerro Azul	1	90	46	51.11	21	-	1	-	-	1	-	37	-
Quilmaná	3	270	157	58.15	94	-	8	-	-	2	-	112	3
San Luis	2	180	97	53.89	53	-	20	-	-	1	-	75	-
Imperial	4	360	152	42.22	76	-	2	-	-	-	-	117	-
Nuevo Imperial	3	270	46	17.04	22	-	3	-	-	-	-	29	-
San Vicente	9	810	207	25.56	111	-	13	-	-	10	-	104	3
Total (%)	22	1980	705	35.61	377 (19)	-	47 (2.4)	-	-	14 (0.7)	-	474 (24)	6 (0.3)

^a FMV = sweet potato feathery mottle virus, MMV = sweet potato mild mottle virus, LV = sweet potato latent virus, CFV = sweet potato chlorotic fleck virus, C-6 = virus C-6, MSV = sweet potato mild speckling virus, SPCSV = sweet potato chlorotic stunt virus.

^b Mezcla de anticuerpos monoclonales que detectan aislamientos de SPCSV. Mix 1 = reconoce aislamientos del Este de África, Mix 2 = reconoce aislamientos de lugares fuera del Este de África.

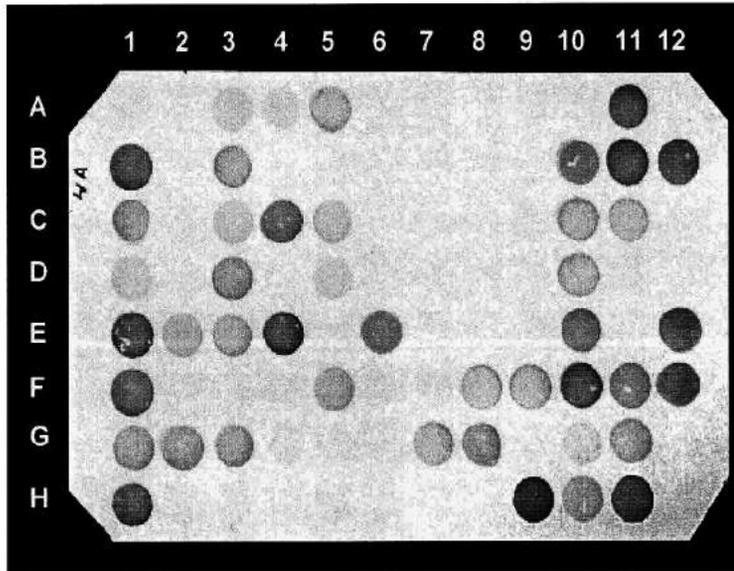


Figura 5. Membrana de NCM-ELISA mostrando reacciones positivas a SPFMV (color púrpura) en las muestras colectadas de los campos de Cañete. Las muestras 12C y D son controles negativos (plantas de camote libre de virus) y 12E y F son controles positivos (plantas de *I. nil* infectadas con SPFMV). Las diferentes intensidades de la reacción (color púrpura) están relacionados a la concentración de virus presente en la planta.

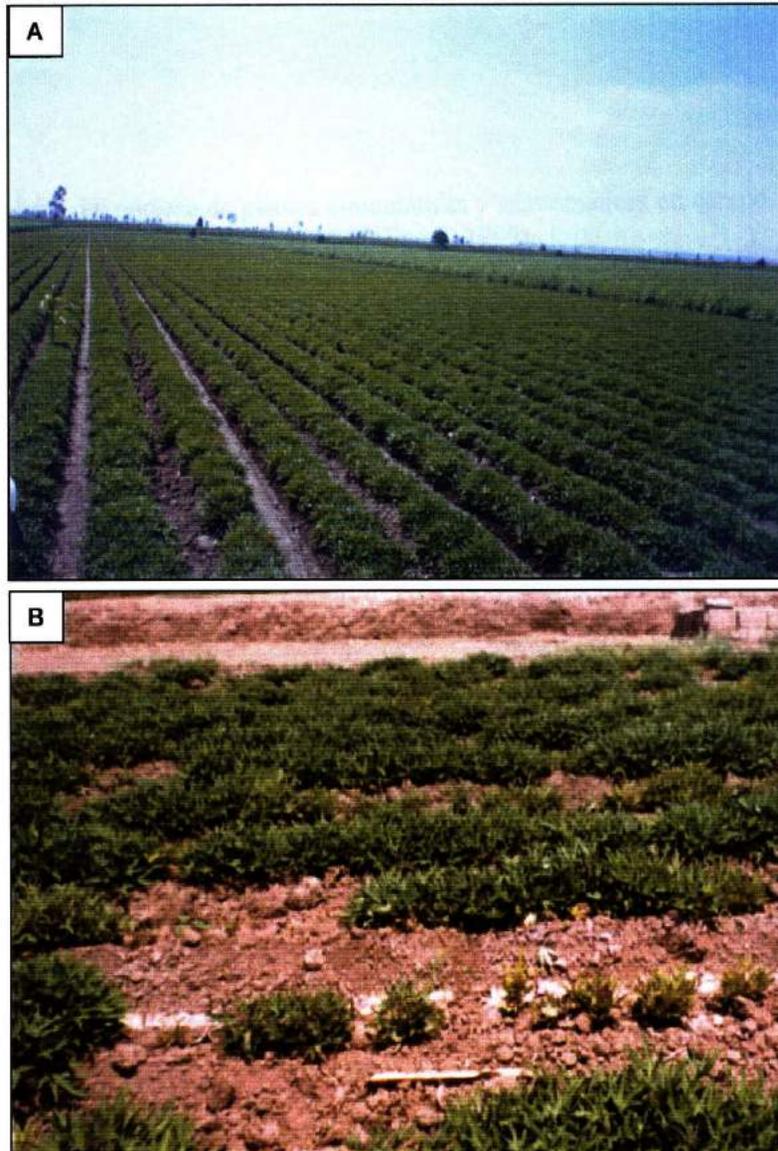


Figura 6. Vista panorámica de algunos campos muestreados. (A) Plantas de camote sin síntomas aparentes de infección viral, en Santa Rosa (SanVicente). (B) Plantas de camote afectadas con el complejo viral (SPVD) mostrando síntomas de enanismo, clorosis y deformación de hojas, en Casa Blanca (Cerro Azul).

Cuadro 5. Registro del número de plantas sintomáticas y asintomáticas en campo, y su reacción frente a la prueba NCM-ELISA (11-20 Enero, 1999).

Distrito	No. muestras colectadas	No. muestras c/síntomas ^a	Prueba NCM-ELISA					
			Reacciones positivas			Reacciones negativas		
			No. muestras	CS ^b	SS	No. muestras	CS	SS
Cerro Azul	90	63	46	41	5	44	22	22
Quilmaná	270	171	157	121	36	113	50	63
San Luis	180	51	97	43	54	83	8	75
Imperial	360	147	152	70	82	208	77	131
Nuevo Imperial	270	52	46	16	30	224	36	188
San Vicente	810	386	207	149	58	603	237	366
Total (%)	1980	870	705	440 (50.57) ^c	265 (23.87) ^d	1275	430 (49.43) ^c	845 (76.13) ^d

^a Los síntomas más comunes observados en campo fueron decoloración que incluye clorosis, aclaramiento de venas, manchas cloróticas, puntos cloróticos, moteado, mosaico y amarillamiento. Otro síntoma observado fue la antocianescencia, dentro del cual se incluyen también manchas, anillos y puntos púrpuras. Además, síntomas como ampolladuras, encrespamiento, enanismo, deformación de hojas, reducción de la lámina foliar y proliferación de brotes.

^b CS= con síntomas, SS= sin síntomas.

^c Porcentaje en relación al total de muestras con síntomas (870).

^d Porcentaje en relación al total de muestras sin síntomas (1110).

También, se observaron síntomas como ampolladuras, encrespamiento, enanismo, deformación de hojas, reducción de la lámina foliar y proliferación de brotes.

En un intento por relacionar los síntomas con la infección viral, se observó que no todas las plantas sintomáticas (49.43%) resultaron positivas en la prueba NCM-ELISA, así también plantas asintomáticas resultaron positivas (23.87%) para los virus evaluados (Cuadro 5).

En el cuadro 6, se aprecia que en 187 muestras se detectó sólo SPFMV, de las cuales 116 presentaron los siguientes síntomas: manchas púrpuras, anillos púrpuras, clorosis, manchas cloróticas, y puntos cloróticos; en algunos casos se observó encrespamiento y ampolladuras.

De las 286 muestras que reaccionaron únicamente con SPCSV (284 con MAb Mix1, y 2 con MAb Mix2) solo 156 mostraron síntomas, dentro de los cuales observamos manchas púrpuras, amarillamiento, y enanismo en algunos casos.

De las 171 plantas que reaccionaron a ambos virus (SPFMV + SPCSV = SPVD), 141 presentaron los síntomas característicos de la enfermedad como son enanismo, deformación y reducción de la lámina foliar, proliferación de brotes, decoloración y antocianescencia (Fig. 7).

SwPLV y SPMSV, se encontraron solos y en infección simultánea con SPFMV y SPCSV. Se detectaron 12 muestras infectadas con tres virus simultáneamente, de las cuales 10 infectadas con SPFMV+ SPCSV + SwPLV y 2 con SPFMV + SPCSV + SPMSV (Cuadro 6).

De las muestras procesadas, se recuperaron 56 plantas de camote que habían resultado dudosamente positivas a algunos virus (SPCSV MAb Mix2, SwPLV y SPMSV). Estos esquejes fueron inmediatamente analizados por NCM-ELISA, obteniéndose los siguientes resultados: 4 muestras reaccionaron sólo con SPFMV, 7 con SPCSV, y 2 con SwPLV. Así también,

Cuadro 6. Registro del número de muestras sintomáticas con relación al número de muestras que reaccionaron positivamente para cada uno de los virus (solos y en combinación)^a en NCM-ELISA (11-20 Enero, 1999).

Distritos	Antisuero para los virus ^b											TOTAL
	FMV	SPCSV	LV	MSV	FMV+SPCSV (SPVD)	FMV+LV	FMV+MSV	SPCSV+LV	SPCSV+MSV	FMV+SPCSV +LV	FMV+SPCSV +MSV	
Cerro Azul	6/7 ^c	20/24	1/1	-	13/13	-	1/1	-	-	-	-	41/46
Quilmaná	23/36	44/58	1/5	-	49/53	2/3	1/1	-	-	-	1/1	121/157
San Luis	7/17	11/34	1/4	-	17/25	-	0/1	1/6	-	6/10	-	43/97
Imperial	15/33	24/74	0/2	-	31/43	-	-	-	-	-	-	70/152
Nuevo Imperial	4/14	5/21	1/3	-	6/8	-	-	-	-	-	-	16/46
San Vicente	61/80	52/75	6/12	2/8	25/29	1/1	-	-	1/1	-	1/1	149/207
Total	116/187	156/286	10/27	2/8	141/171	3/4	2/3	1/6	1/1	6/10	2/2	440/705

^a Muestras positivas en infecciones múltiples no son contabilizadas en las infecciones simples.

^b FMV = sweet potato feathery mottle virus, SPCSV = sweet potato chlorotic stunt virus, LV = sweet potato latent virus, MSV = sweet potato mild speckling virus, SPVD = sweet potato virus disease.

^c Muestras sintomáticas/muestras positivas.

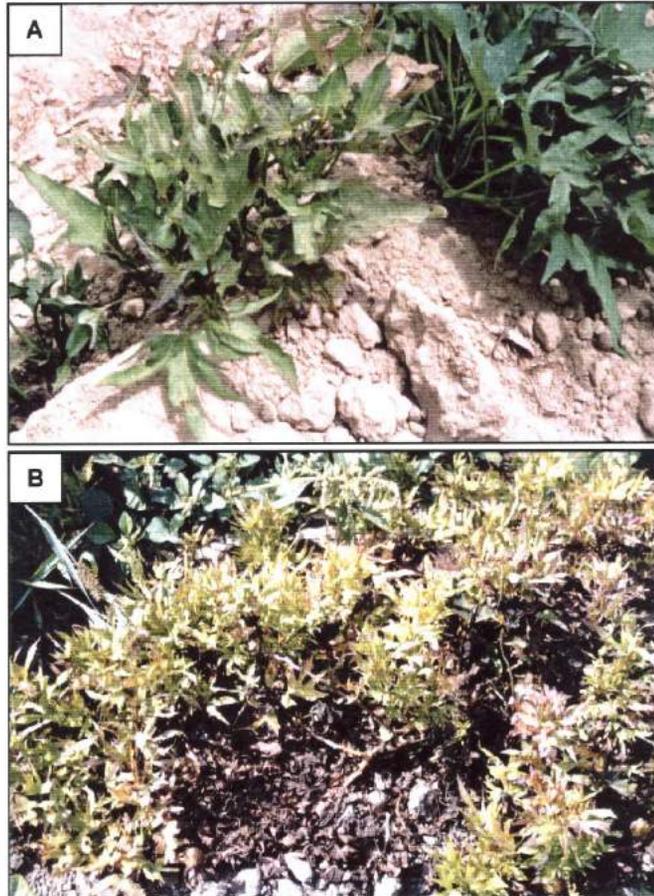


Figura 7. Plantas de camote afectados con el complejo viral SPVD en dos campos diferentes: en San Vicente (A) y en San Luis (B).

12 muestras reaccionaron con SPFMV y SPCSV, 2 muestras con SwPLV y SPCSV, y 4 muestras infectadas con SPFMV, SPCSV y SwPLV. Ninguna muestra reaccionó para SPCSV MAb Mix2. Luego, los esquejes fueron mantenidos en los invernaderos del CIP (Lima), para ser evaluados periódicamente, a través de injertos de *I. setosa* sana en los esquejes de camote. Entre los 15 y 20 días después de injertada, se observó la sintomatología expresada en la planta indicadora, para luego ser analizada por NCM-ELISA. Sin embargo, los intentos por recuperar SwPLV y SPMSV no fueron exitosos. Pruebas finales de NCM-ELISA, tanto de las *I. setosa* injertadas como de los mismos esquejes de camote resultaron también negativas.

4.1.1 Esquejes colectados

Se colectaron en total 31 esquejes entre sintomáticos y asintomáticos. Dentro de los síntomas observados figuran: enanismo, deformación y reducción de la lámina foliar, clorosis, y proliferación de brotes.

Al mes de su colección, se evaluaron para los 7 virus por NCM-ELISA (Cuadro 7), detectándose SPFMV y SPCSV, solos y en combinación.

Cuadro 7. Detección de virus por NCM-ELISA en los esquejes colectados (11-20 Enero, 1999).

Esquejes Colectados		Antisuero para los virus ^a		
		SPFMV	SPCSV	SPFMV + SPCSV (SPVD) ^b
Con síntomas ^c	10	2	-	8
Sin síntomas	21	2	2	13
Total	31	4	2	21

^a SPFMV = sweet potato feathery mottle virus, SPCSV = sweet potato chlorotic stunt virus.

^b SPVD = sweet potato virus disease.

^c Síntomas: deformación de hojas, reducción de la lámina foliar, enanismo, encrespamiento, y proliferación de brotes.

4.1.2 Encuesta a los agricultores

De la encuesta realizada a los agricultores, se observó que las variedades predominantes fueron INA 100-INIA y Milagroso, mientras que la variedad Jonathan fue sembrado solo en algunos campos. Con respecto a la densidad de siembra, lo más común es emplear un distanciamiento entre plantas de 15 - 20 cm. y entre surcos de 0.90m. La forma de propagación del cultivo es a través de esquejes provenientes de cultivos previos. La mayoría de agricultores encuestados obtiene los esquejes-semilla a manera de préstamo o las compra de campos de la misma zona o de otros distritos de Cañete, mientras que algunos obtienen su semilla de Huaral. Muy pocos son los agricultores que producen su propia semilla (Anexo 9).

Los agricultores también manifestaron su malestar por los bajos rendimientos obtenidos, debido al fenómeno del Niño. Se pudo observar que varios de los campos muestreados, fueron afectados tanto en forma directa como indirecta por el incremento de la población de mosca blanca, sobre todo en la zona costera de San Luis y San Vicente (Fig. 8).

4.2 Estimación del efecto de los virus, SPFMV y SPCSV solos y en combinación, en el rendimiento del camote.

4.2.1 Aislamientos de SPFMV y SPCSV

A partir de plantas de camote afectadas con SPVD provenientes del valle de Cañete, se obtuvo tres aislamientos de SPFMV: M2-41, M2-44, y C-18, a través de inoculación mecánica en *I. nil*. Estos aislamientos difieren en la severidad de los síntomas expresados en *I. nil* y en su reacción frente a los antisueros PAb (antisuero policlonal para SPFMV) y MAb (antisuero monoclonal 7H8G2 para el SPFMV del complejo SPVD de Nigeria) usados en NCM-ELISA (Fig. 9A). El aislamiento M2-44 mostró los síntomas más severos y llegó a infectar a *N. benthamiana*. No se encontraron diferencias en los síntomas expresados en *I. setosa*.

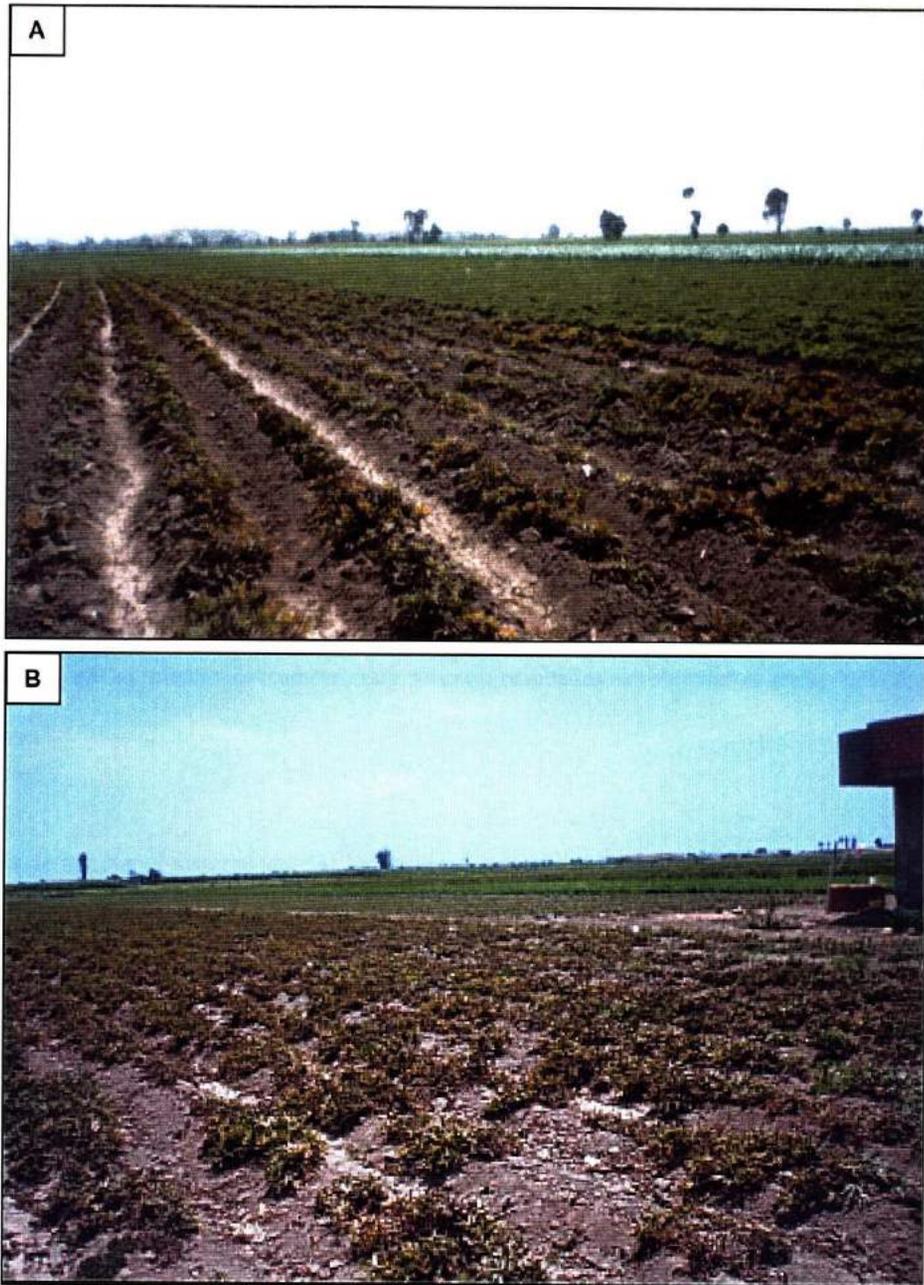


Figura 8. Vista panorámica de algunos campos severamente afectados por mosca blanca, en San Luis (A) y en San Vicente (B), Cañete.

Así también, de plantas de camote infectadas con SPCSV, se obtuvo a través de injertos en *I. setosa* dos aislamientos de SPCSV: M2-47 y M2-62. El aislamiento M2-62 mostró los síntomas más severos en *I. setosa*, mientras que M2-47 sólo presentó una suave clorosis (Fig. 9B).

4.2.2 Infección del material vegetal

En las pruebas previas de infección con los tres aislamientos de SPFMV y el aislamiento de SPCSV en la variedad Jonathan, no se encontraron diferencias en la sintomatología expresada en las plantas infectadas separadamente con SPFMV y SPCSV con respecto a las plantas sanas. Sin embargo, las combinaciones de ambos, empezaron a mostrar los síntomas característicos de SPVD. Los síntomas más severos se observaron en la combinación de SPFMV M2-44 y SPCSV M2-47 (Fig. 10). Se comprobó la presencia de los virus SPFMV (en combinación con SPCSV) y SPCSV por NCM-ELISA y SPFMV (solo) a través de la expresión de síntomas en *I. nil* injertada en las plantas de camote. Los mismos resultados se obtuvieron en la variedad Costanero.

Después de infectar el material vegetal Jonathan y Costanero con los aislamientos SPFMV M2-44 y SPCSV M2-47 solos y en combinación, se observó que las plantas afectadas con SPVD empezaron a mostrar los síntomas característicos de la enfermedad entre el mes, y mes y medio después de ser injertadas (Fig. 11).

4.2.3 Análisis estadístico de las variables en estudio

De los resultados del análisis de la variancia de las características agronómicas evaluadas (ver en detalle los anexos del 10 al 19), se observa que el coeficiente de variabilidad más alto fue 38.60% registrado para el peso fresco del follaje, mientras que los coeficientes para las otras

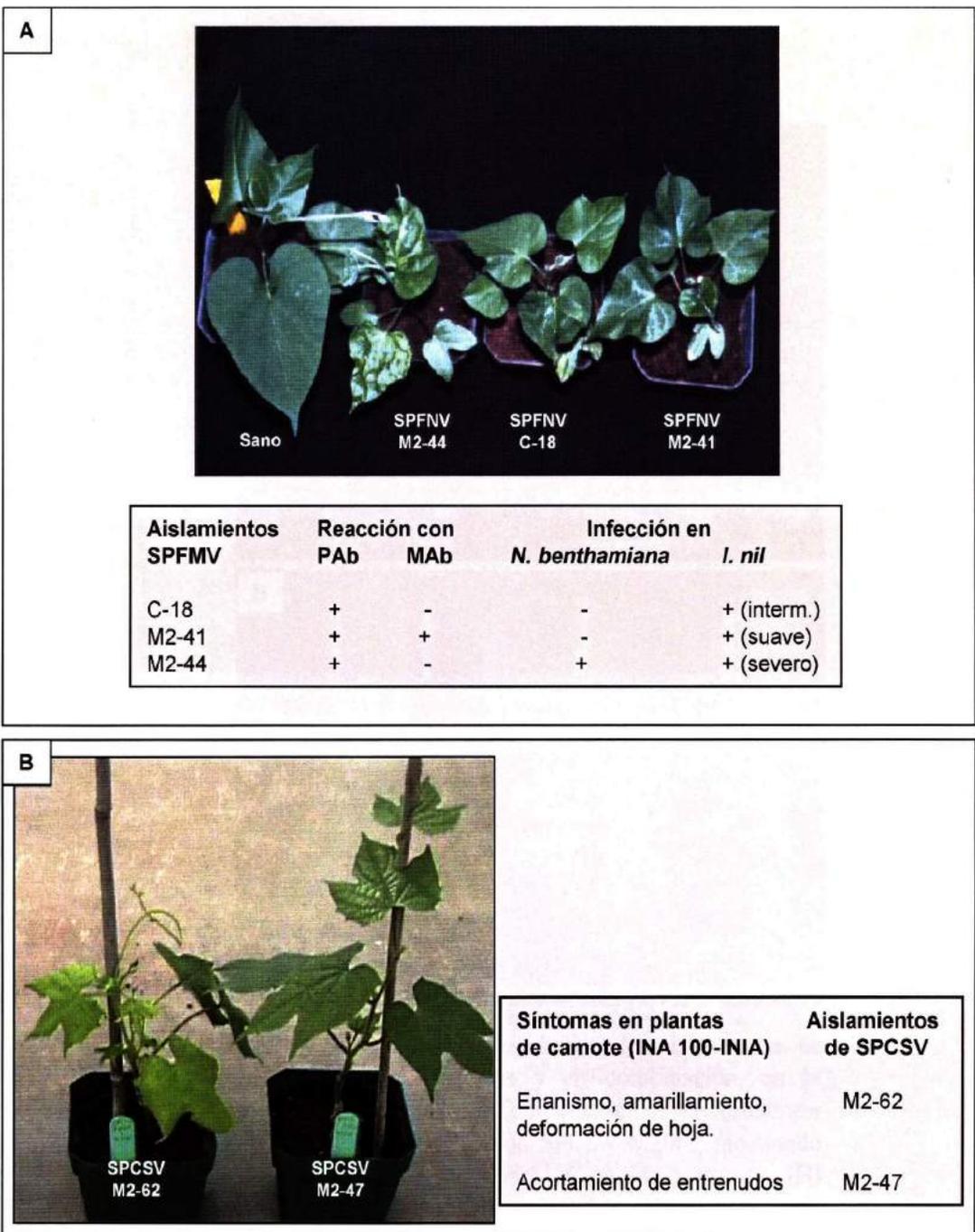


Figura 9. Síntomas inducidos por los aislamientos de SPFMV y SPCSV en plantas indicadoras. (A) Reacción de *I. nil* a los aislamientos de SPFMV (arriba) y su respectiva diferenciación serológica y sintomatológica (abajo). (B) Reacción de *I. setosa* a los aislamientos de SPCSV (izquierda) y los síntomas inducidos en plantas de camote en campo (derecha).

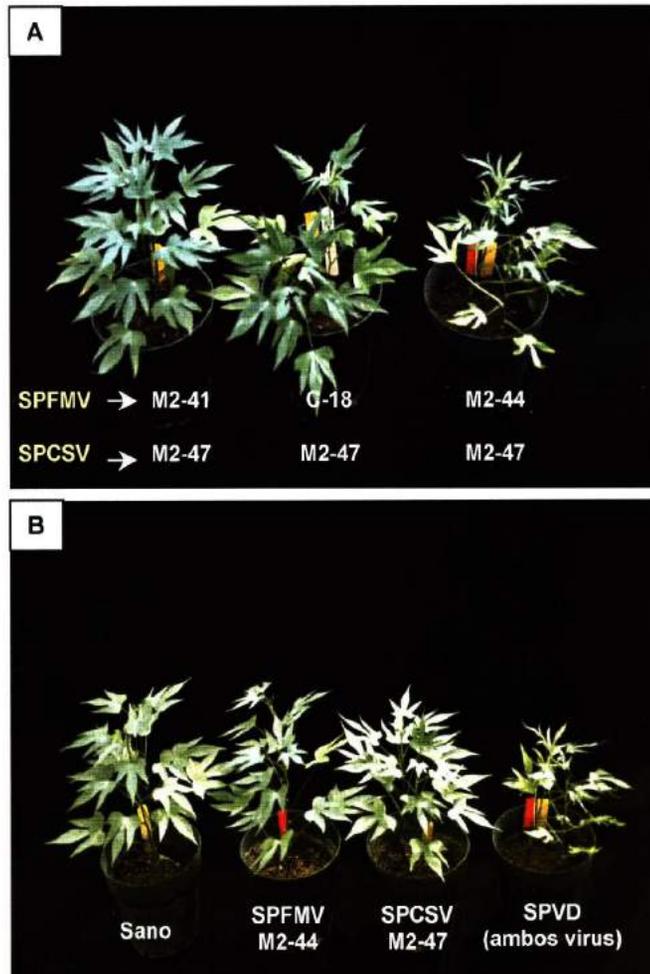


Figura 10. Síntomas inducidos por los aislamientos de SPFMV y SPCSV solos y en combinación, en la variedad Jonathan. (A) Combinación de los diferentes aislamientos de SPFMV con SPCSV M2-47, mostrando diferentes grados de severidad en los síntomas. (B) Aislamientos de SPFMV y SPCSV seleccionados para los trabajos en campo.



Figura 11. Plantas de la variedad Jonathan (A-D) y Costanero (E-H) sanas (A y E), e infectadas con SPFMV (B y F), SPCSV (C y G) y ambos SPVD (D y H), mantenidas en invernadero. Obsérvese en (D y H) los síntomas típicos de SPVD.

variables se encuentran entre 8.38 y 27.68%, los que son aceptables para experimentos en campo. Así también, se encontraron diferencias significativas entre variedad e infección viral (excepto para el número de ramas principales), mientras que la interacción de variedad por infección viral resultó ser no significativa (Cuadro 8).

En el cuadro 9, se muestran los resultados de la comparación de medias de tratamiento (LSD), donde se observa que para las variables: cobertura de planta, peso de raíces reservantes totales y comerciales, número de raíces reservantes totales, comerciales y no comerciales, no existen diferencias significativas entre el material sano y el infectado con SPFMV, pero si las hay con el material infectado con SPCSV, y éstas a su vez con el material vegetal afectado por SPVD. En cuanto a la longitud de la rama principal, no se encontraron diferencias significativas entre el material sano y el infectado con SPFMV y SPCSV, pero si existen diferencias significativas con el material afectado por SPVD. Para la variable número de ramas principales, no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos. En las pruebas de comparación para el peso fresco del follaje observamos dos grupos bien definidos, el tratamiento sano y el infectado con SPFMV, y el tratamiento con SPCSV y SPVD. Finalmente, se encontraron diferencias significativas entre los 4 niveles de infección (sano, infectado con SPFMV, SPCSV y SPVD) para el peso de raíces reservantes no comerciales.

En el cuadro 10 se muestra el rendimiento estimado (t/ha) del peso fresco del follaje y de las raíces reservantes (totales, comerciales y no comerciales), en base al área correspondiente a los surcos centrales de la parcela (13.5 m²). En la variedad Jonathan se observó un rendimiento del follaje ligeramente mayor en el tratamiento con SPFMV (1.47%), con respecto al sano. Es notoria la reducción del rendimiento en el tratamiento con SPCSV (38.93%) y SPVD (71.58%) (Gráfico 1A). En cuanto a la variedad Costanero, se observa un rendimiento mayor en el tratamiento sano, con respecto a los tratamientos con SPFMV, SPCSV y SPVD

Cuadro 8. Diferencias significativas encontradas entre las fuentes de variación, en el análisis de la variancia de las características agronómicas estudiadas.

Características agronómicas ^a	Coeficiente de variabilidad	Fuentes de Variación		
		Variedad (Var.)	Infección viral (Inf.)	Interacción Var. x Inf.
Cobertura de planta (cm ²)/planta, 46 d.d.s.	17.58	* ^b	**	n.s.
No. de ramas principales/planta, 160 d.d.s.	14.54	n.s.	n.s.	n.s.
Long. de la rama principal (cm)/planta, 160 d.d.s.	11.23	*	**	n.s.
Peso fresco del follaje (g)/parcela	38.62	**	**	n.s.
Peso de RRT (g)/parcela	16.30	**	**	n.s.
Peso de RRC (g)/parcela	20.67	**	**	n.s.
Peso de RRNC (g)/parcela	27.68	*	**	n.s.
No. de RRT/parcela	9.09	**	**	n.s.
No. de RRC/parcela	8.38	**	**	n.s.
No. de RRNC/parcela	14.50	*	**	n.s.

^a d.d.s.= días después de la siembra, RRT = raíces reservantes totales, RRC = raíces reservantes comerciales, RRNC= raíces reservantes no comerciales.

^b * Diferencias significativas (P<0.05), ** Diferencias altamente significativas (P<0.01), n.s. = Diferencias no significativas.

Cuadro 9. Efecto de los virus Sweet Potato Feathery Mottle Virus (SPFMV) y Sweet Potato Chlorotic Stunt Virus (SPCSV), solos o en infección simultánea formando el complejo Sweet Potato Virus Disease (SPVD) en algunas características agronómicas de las variedades Jonathan y Costanero.

Variedad	Características agronómicas ^a	Infectado con			
		Sano	SPFMV	SPCSV	SPVD
Jonathan	Cobertura de planta (cm ²)/planta, 46 d.d.s.	1063.90 a ^b	922.20 a	668.10 b	359.70 c
	No. de ramas principales/planta, 160 d.d.s.	3.36 a	3.19 a	3.42 a	2.81 a
	Long. de la rama principal (cm)/planta, 160 d.d.s.	139.08 a	138.42 a	129.28 a	90.67 b
	Peso fresco del follaje (Kg)/parcela	23.90 a	24.24 a	14.60 b	6.79 b
	Peso de RRT (Kg)/parcela	23.34 a	29.35 a	13.18 b	6.47 c
	Peso de RRC (Kg)/parcela	18.31 a	22.19 a	10.64 b	5.48 c
	Peso de RRNC (Kg)/parcela	5.03 b	7.16 a	2.54 c	0.99 d
	No. de RRT/parcela	190.33 a	212.67 a	101.00 b	50.00 c
	No. de RRC/parcela	81.33 a	101.00 a	44.00 b	29.00 c
	No. de RRNC/parcela	109.00 a	111.67 a	57.00 b	21.00 c
Costanero	Cobertura de Planta (cm ²)/planta, 46 d.d.s.	1105.60 a	1230.60 a	795.80 b	387.50 c
	No. de ramas principales/planta, 160 d.d.s.	3.19 a	3.06 a	3.14 a	3.44 a
	Long. de la rama principal (cm)/planta, 160 d.d.s.	156.75 a	162.03 a	142.06 a	107.00 b
	Peso fresco del follaje (Kg)/parcela	51.31 a	49.67 a	29.52 b	14.56 b
	Peso de RRT (Kg)/parcela	36.92 a	36.34 a	24.37 b	12.83 c
	Peso de RRC (Kg)/parcela	30.51 a	28.67 a	19.72 b	9.96 c
	Peso de RRNC (Kg)/parcela	6.40 b	7.67 a	4.65 c	2.87 d
	No. de RRT/parcela	282.33 a	275.00 a	187.33 b	101.33 c
	No. de RRC/parcela	158.67 a	146.67 a	95.33 b	51.33 c
	No. de RRNC/parcela	123.67 a	128.33 a	92.00 b	50.00 c

^a d.d.s.= días después de la siembra, RRT = raíces reservantes totales, RRC = raíces reservantes comerciales, RRNC = raíces reservantes no comerciales.

^b Valores seguidos de la misma letra en forma horizontal, no difieren significativamente según la prueba de diferencia mínima de significación (LSD_{0.05})

Cuadro 10. Rendimiento estimado (t/ha) del peso fresco del follaje y de las raíces reservantes provenientes de plantas de camote de la variedades Jonathan y Costanero sanas e infectadas con virus.

Variedad	Tratamiento ^a	Rendimiento (t/ha)				Reducción en el Rdto. (%)	
		FF ^b	RRT	RRC	RRNC	FF	RRT
Jonathan	SPFMV	17.96	21.74	16.44	5.30	(+1.47) ^c	(+25.74) ^c
	SPCSV	10.81	9.76	7.88	1.88	38.93	43.55
	SPVD	5.03	4.80	4.06	0.73	71.58	72.24
	Sano	17.70	17.29	13.56	3.73	---	---
Costanero	SPFMV	36.79	26.92	21.23	5.68	3.21	1.54
	SPCSV	21.87	18.05	14.61	3.44	42.46	33.98
	SPVD	10.79	9.50	7.38	2.13	71.61	65.25
	Sano	38.01	27.34	22.60	4.74	---	---

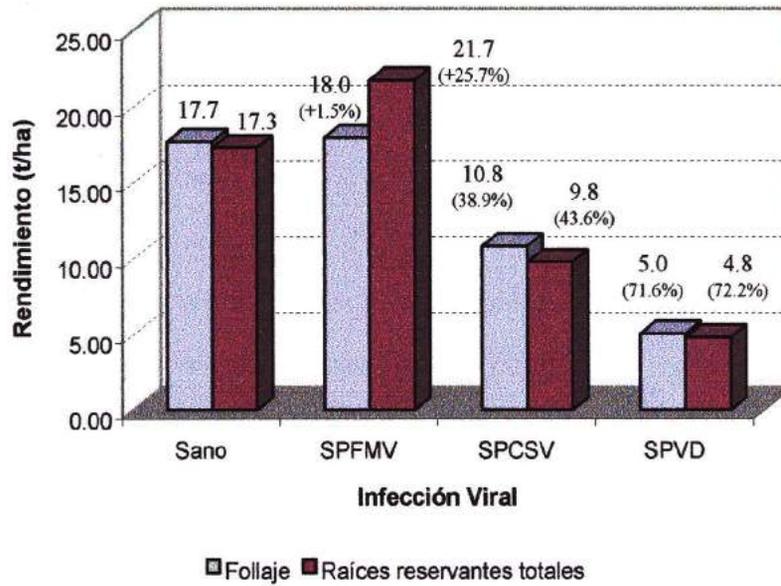
^a SPFMV = sweet potato feathery mottle virus, SPCSV = sweet potato chlorotic stunt virus, SPVD = sweet potato virus disease.

^b FF = follaje fresco, RRT = raíces reservantes totales, RRC = raíces reservantes comerciales, RRNC = raíces reservantes no comerciales.

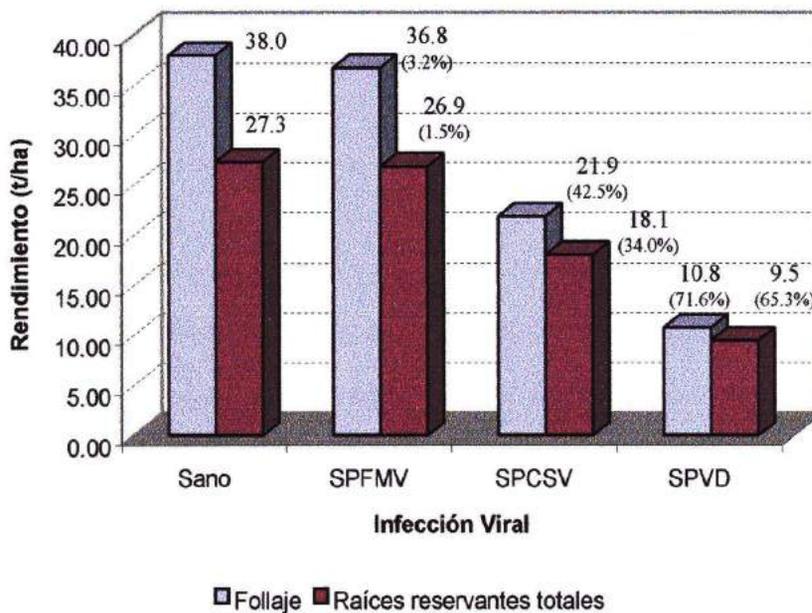
^c Rendimiento mayor con respecto al sano.

Gráfico 1. Comparación del rendimiento estimado (t/ha) del peso fresco del follaje y de las raíces reservantes totales de las variedades Jonathan y Costanero sanos e infectados con virus.

Jonathan



Costanero



obteniéndose una reducción en el rendimiento de 3.21, 42.46, y 71.61% respectivamente (Gráfico 1B). Con respecto al rendimiento de las raíces reservantes totales en la variedad Jonathan, el tratamiento con SPFMV rindió un 25% más con respecto al tratamiento sano, no encontrándose diferencias significativas. En los tratamientos con SPCSV y SPVD, hubo una reducción en el rendimiento de 43.55% y 72.24% respectivamente. Mientras que en la variedad Costanero la reducción fue de 1.54% para el tratamiento con SPFMV, 33.98% para SPCSV y 65.25% para SPVD. El rendimiento (t/ha) de los camotes sanos resultó ser 2.8 a 3.6 veces superior a los camotes infectados con SPVD (Fig. 12).

A los 38 d.d.s., se obtuvo un porcentaje de establecimiento de 97.83%. El porcentaje de supervivencia obtenido al momento de la cosecha fue de 93.5 %.

4.2.4 Control de insectos vectores

La población de mosca blanca presente en la zona, fue un gran problema. Los métodos de control iniciales como pasada de manta y recogedores amarillos untados con aceite no fueron efectivos. Las aplicaciones intercaladas de Vertimec y Entomopatógenos (*Paecilomyces* spp.), permitió en cierta forma, disminuir la población de mosca blanca, hasta el momento de la cosecha (Gráfico 2).

4.2.5 Detección de virus

Las plantas de las variedades Jonathan y Costanero infectadas con SPFMV no mostraron síntomas en el follaje. SPCSV no indujo síntomas en la variedad Costanero, pero sí en las plantas de Jonathan: antocianescencia en las hojas basales (confirmado por NCM-ELISA). Las plantas afectadas con SPVD (SPFMV y SPCSV) desarrollaron los síntomas característicos de esta enfermedad como deformación de hojas, reducción de la lámina foliar, clorosis y enanismo en ambas variedades de camote (Fig. 13).

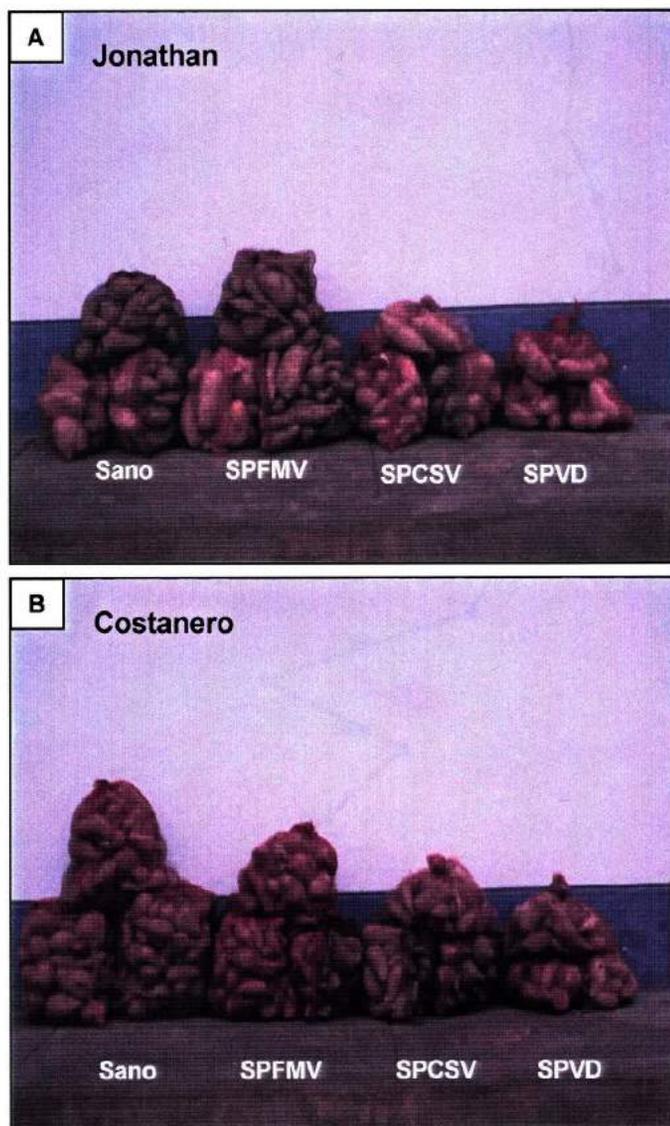
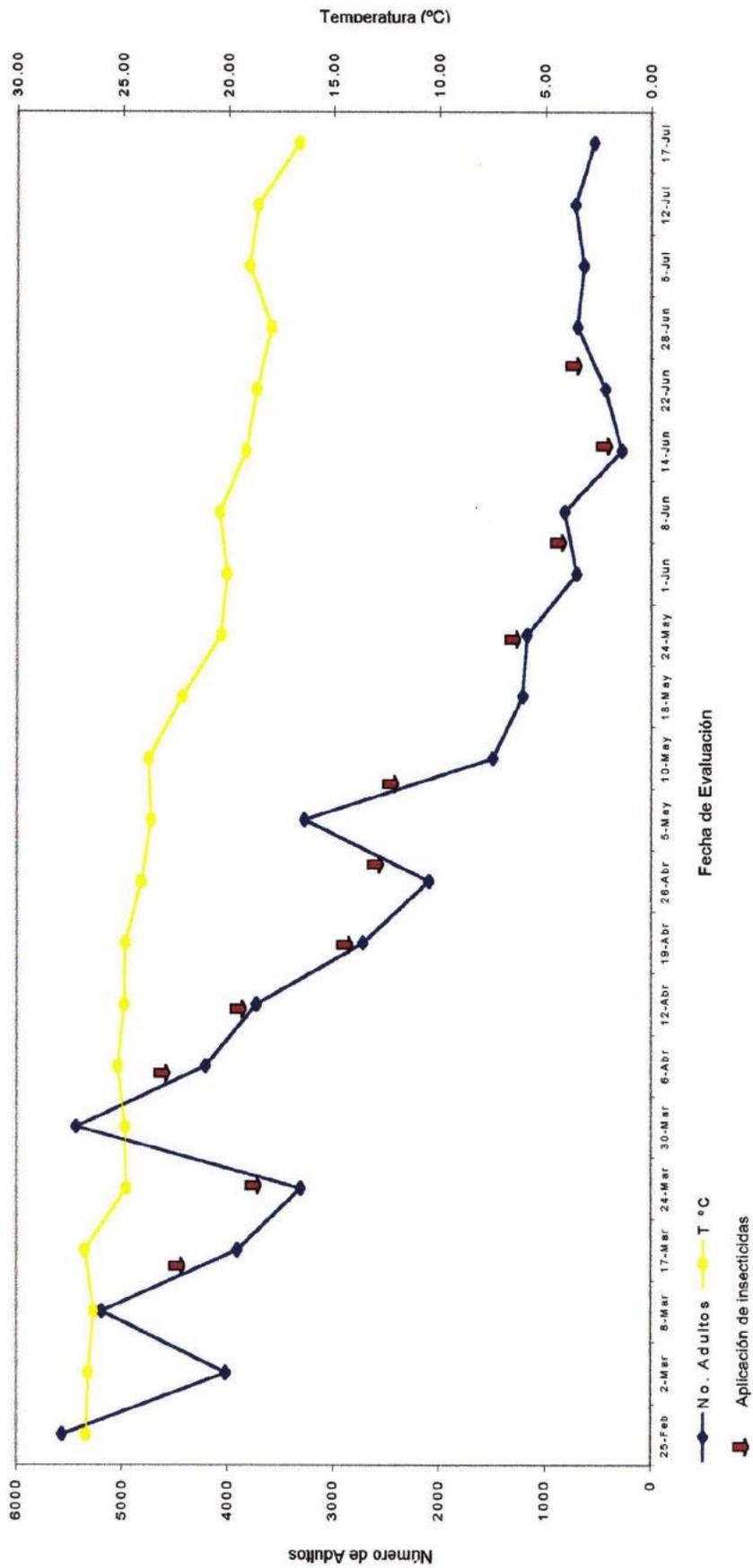


Figura 12. Efecto de los virus en el rendimiento en dos variedades de camote (30 plantas por tratamiento). (A) Var. Jonathan. (B) Var. Costanero.

Gráfico 2. Población de adultos de mosca blanca en Cerro Cohete - Cañete, Febrero - Julio, 2000.



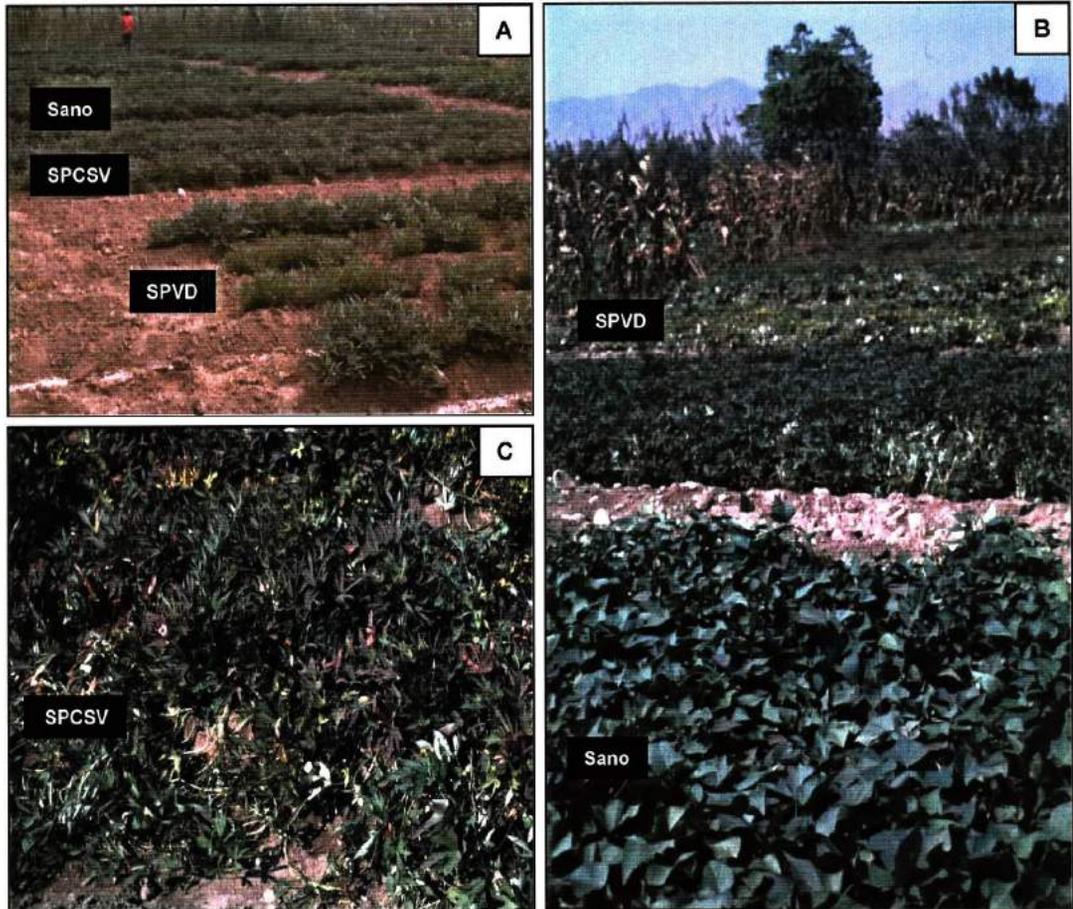


Figura 13. Expresión de síntomas en plantas de camote afectados por virus. Variedad Jonathan (A) y Costanero (B) afectados o no con SPVD. Plantas de Jonathan (C) infectado con SPCSV, mostrando antocianescencia en las hojas basales.

A través de la prueba serológica NCM-ELISA a los 2½ meses del cultivo, se comprobó la contaminación de algunos de los tratamientos (en un número reducido de plantas), ya sea con SPFMV o SPCSV.

V. DISCUSION

5.1 Distribución e incidencia del SPCSV y el complejo viral SPVD

A través de la prueba NCM-ELISA empleada para la detección de virus en camote, fue posible confirmar la presencia de los virus SPCSV, SPFMV y SPMSV, reportados anteriormente en nuestro país (López y Salazar, 1987, Cedano y col., 1989, CIP, 1990 y 1991, Cucho, 1993, Nakano y col., 1994, Fuentes y Salazar, 1996, Fuentes y col., 1997).

SPCSV fue detectado en todas las localidades muestreadas. Su amplia distribución se debe a la presencia de plantas infectadas (que actúan como fuente de inóculo) y sobretodo a la gran actividad de su vector mosca blanca, cuya población se incrementó en forma alarmante en el valle de Cañete y valles vecinos, como consecuencia del fenómeno del Niño durante 1997 y 1998 (Cisneros y Mujica, 1999, Vera y col., 1999). La presencia de este virus en el valle de Cañete había sido confirmada por sintomatología (plantas afectadas por SPVD presentando síntomas característicos de la enfermedad) y serología NCM-ELISA durante 1998, pero se sospecha la presencia esporádica de este virus desde 1993, por la sintomatología expresada en *I. setosa* de esquejes de plantas de camote colectadas por Cucho (S. Fuentes, comunicación personal). Otro factor importante que contribuye a la dispersión de SPCSV, es el movimiento de esquejes-semilla (inclusive conteniendo los insectos vectores) dentro y fuera del valle. Esto indicaría que SPCSV habría sido diseminado a otros valles, por lo que la enfermedad SPVD podría expresarse en otras zonas, afectando la producción del cultivo.

La variante predominante de SPCSV en este valle, fue la que reacciona con el antisuero monoclonal MAb Mix1. Esta es la primera vez que se reporta este serotipo fuera del Este de Africa. A diferencia de los aislamientos de SPCSV reportados en Brasil, Argentina y Estados Unidos que corresponden a MAb Mix2 (Pio Ribeiro y col., 1994 y 1996, Di Feo y col., 2000), sólo algunas muestras reaccionaron con este antisuero.

SPFMV fue el segundo virus con mayor distribución y frecuencia en esta zona. Al menos tres variantes de este virus fueron aisladas, basadas en serología, rango de hospedantes y sintomatología. Durante los muestreos no se observó la presencia de áfidos en la mayoría de los campos, esto probablemente por la elevada temperatura (máx. 26.9°C y mín. 18.7°C), lo que en cierta forma limitó la dispersión de este virus.

Mediante sintomatología y serología se determinó que SPVD (la enfermedad más dañina que afecta al cultivo de camote) se encuentra presente en el valle de Cañete. Trabajos anteriores demostraron que SPFMV era el virus con mayor incidencia en este valle (Cucho, 1993), por lo que la presencia del complejo viral SPVD y su incidencia resulta de la infección y la amplia distribución del SPCSV. Un aspecto importante de la epidemiología del complejo viral SPVD, es que las plantas afectadas toman un considerable tiempo (hasta más de 3 meses) para desarrollar los síntomas después de ocurrida la infección con SPCSV. Además, la incidencia de SPVD está fuertemente influenciada por el nivel de tolerancia de la variedad involucrada y por la presión de la infección natural de SPCSV (Thottappilly y Rossel, 1988). En el caso de las variedades predominantes en la zona, éstas fueron susceptibles a SPVD (igualmente Jonathan y Costanero).

SwPLV fue detectado en algunas localidades, lo que indicaría la posible presencia de este virus en el Perú o de otros virus serológicamente relacionados. S. Fuentes (comunicación personal), en un muestreo previo encontró que algunas muestras reaccionaron también con este antisuero. Sin embargo, en este trabajo y en los anteriores, no se logró aislar dicho virus.

Algunas muestras reaccionaron frente al antisuero SPMSV (C-8), que fue reportado anteriormente en Arequipa y San Ramón (Fuentes y col., 1997). Esto indicaría que podría ser inminente que se exprese la enfermedad del Enanismo Clorótico (CD), reportada en Argentina (Di Feo y col., 2000).

Se recuperaron algunos esquejes de las muestras que reaccionaron frente a los antisueros de SwPLV y SPMSV, para poder confirmar la presencia de estos virus, pero no se consiguió este objetivo. Los resultados obtenidos pueden atribuirse a la distribución errática de los virus en las plantas, o a que las reacciones positivas obtenidas se deban a reacciones cruzadas entre SPFMV frente a los antisueros para SPMSV y SwPLV. Hammond y col. (1992), encontraron que antisueros para SPFMV y SwPLV, contenían anticuerpos que reaccionaban con las subunidades disociadas y con el núcleo resistente a la acción de la tripsina, de la cubierta proteica (Salomon, 1989, Abad y Moyer, 1992). Tales anticuerpos potencialmente reconocen epítopes lineares conservados en el núcleo resistente a la acción de la tripsina. Como son regiones altamente conservadas, éstas son comunes para los virus que pertenecen al mismo género (Potyvirus). Por lo que cabe la posibilidad de reacciones cruzadas de los antisueros para SwPLV y SPMSV empleados en este trabajo, frente a muestras infectadas con SPFMV.

No se detectó SPCFV y SPMMV, a diferencia de los resultados obtenidos por Cucho (1993), quien reporta la presencia de SPCFV en el Sur Chico (Nazca - Cañete) y la posible presencia de SPMMV, al encontrar una muestra que reaccionó con este antisuero. El virus C-6, tampoco fue detectado. Sin embargo, SPCFV ha sido reportado en otros lugares del Perú (Trujillo, Chiclayo y Camaná), al igual que el virus C-6 (Arequipa) (Fuentes y Salazar, 1992, Nakano y col., 1994, Fuentes, 1994).

No todas las plantas que mostraron síntomas reaccionaron en la prueba NCM-ELISA, por otro lado plantas asintomáticas resultaron positivas para los virus evaluados, coincidiendo con los resultados obtenidos en muestreos anteriores (Anon., 1984, López y Salazar, 1987, Cucho, 1993, Carey y col., 1995, Gibson y col., 1997). Para el primer caso posibles explicaciones como la baja concentración y la distribución errática de los virus en las plantas de camote (Cadena-Hinojosa y Campbell, 1981, Esbenshade y Moyer, 1982, Anon., 1984, Green y col., 1988, Gibb y Padovan, 1993, Cucho 1993), la presencia de compuestos fenólicos, látex e inhibidores

en el tejido vegetal afectan adversamente la detección especialmente cuando las plantas están bastante maduras o en estrés hídrico (Abab y Moyer, 1992). Por otro lado, la replicación de los virus en la planta tiene una curva típica: ascendente, se mantiene alta por cierto tiempo y luego desciende; si el muestreo se realizó en esta última etapa, la probabilidad de detectar al virus fue también menor. Cabe la posibilidad de que los síntomas observados puedan ser causados por factores no virales, tal como desórdenes nutricionales, senescencia, daños por insecto, etc. Así, los síntomas de amarillamiento, enanismo y coloración púrpura pueden ser causados por el ataque de mosca blanca, las que a su vez transmitieron el SPCSV. Además, enanismo y clorosis no se observaron en las plantas de Jonathan y Costanero infectadas con SPCSV, en el experimento de estimación del rendimiento.

Con respecto a las muestras asintomáticas que resultaron positivas en la prueba NCM-ELISA, esto puede deberse a una infección tardía o a una tolerancia de la planta al virus (Rossel y Thotappilly, 1985, Cucho, 1993). Los resultados obtenidos por Biderbost y col., (1998) al infectar plantas sanas por infección natural (a través de insectos vectores), mostraron que los materiales permanecieron asintomáticos durante los dos primeros ciclos de cultivo, además plantas infectadas, sintomáticas o asintomáticas, generaron progenies que expresaban una o ambas condiciones a la vez. Estas plantas asintomáticas, constituyen la mejor forma de disseminación y perpetuación de los virus.

5.2 Estimación del efecto de los virus, SPFMV y SPCSV solos y en combinación, en el rendimiento del camote.

Este es el primer trabajo realizado en el Perú para determinar el efecto estos virus en el rendimiento del camote.

Las diferencias significativas encontradas entre las variedades, se deben a las diferencias en las características morfológicas de Jonathan y Costanero. Por ejemplo, se observó que la variedad Costanero alcanzó un mayor desarrollo del follaje en contraste con la variedad Jonathan, lo cual se refleja en los rendimientos de las raíces reservantes y en las demás variables estudiadas.

También se encontró diferencias significativas entre los niveles de infección (Sano, SPFMV, SPCSV y SPVD) para las variables: cobertura de planta, longitud de la rama principal, peso fresco del follaje, peso y número de las raíces reservantes totales, comerciales y no comerciales; no se encontraron diferencias significativas para el número de ramas principales. Estos resultados coincidieron con los obtenidos por Hahn (1979), Ngeve y Bouwkamp (1991), y Milgram y col. (1996).

No hubo interacción entre variedad e infección viral, lo que indica que ambas variedades tuvieron un comportamiento similar en cada uno de los niveles de infección.

No se encontraron diferencias significativas entre el material sano y el infectado con SPFMV en los rendimientos del follaje y de las raíces reservantes totales, resultados similares fueron obtenidos por Milgram y col. (1996). Sin embargo, Olivero y Oropeza (1985) reportaron pérdidas en el rendimiento causados por SPFMV, al trabajar con una variedad susceptible.

A pesar de no haber diferencias significativas, observamos que en la variedad Costanero, hay una ligera reducción en el material infectado con SPFMV del 3.21% en el rendimiento del

follaje y 1.54% en el rendimiento de las raíces reservantes totales. Giménez Pecci y Nome (1990), encontraron una reducción del rendimiento ocasionado por SPFMV del 1 al 36% en el segundo año del cultivo, a pesar de no encontrarse diferencias significativas. En la variedad Jonathan se observó un rendimiento mayor del material infectado con SPFMV tanto en el follaje (1.47%) como en las raíces reservantes totales (25.74%). Caso similar parece haber ocurrido en el trabajo reportado por Carey y col. (1999). La diferencia en el rendimiento de las raíces reservantes, puede deberse a que las plantas sanas posiblemente hayan caído en vicio, es decir, un excesivo desarrollo vegetativo en detrimento de la formación de las raíces, provocado por la estación invernal (como fue observada en algunas plantas dentro del experimento). Otro factor que se puede considerar es la protección inespecífica que confieren ciertos virus a las plantas, frente a condiciones adversas y al ataque de patógenos. Así, el fenómeno de la protección conferida a la papa por algunos virus frente a la infección con el hongo *Phytophthora infestans* ha sido ampliamente documentado (Salazar, 1995). Por lo que probablemente, SPFMV confiera a las plantas infectadas cierta protección frente a condiciones adversas, permitiendo de esta manera alcanzar un mayor rendimiento con respecto a las plantas sanas.

SPCSV afectó los rendimientos en ambas variedades, registrándose una reducción del 38.93 y 42.46% en el rendimiento del follaje, y de 43.55 y 33.98% en el rendimiento de las raíces reservantes totales, para Jonathan y Costanero respectivamente. Mientras que Milgram y col. (1996), reportaron una reducción del 30% del rendimiento de las raíces reservantes comerciales en las plantas infectadas con SPCSV en el segundo año del cultivo.

El complejo viral SPVD afectó severamente los rendimientos en las variedades Jonathan y Costanero, ocasionando una reducción del 71% en el rendimiento del follaje y entre 65 y 72% en el rendimiento de las raíces reservantes. Pérdidas similares fueron observadas por Hahn (1979), Ngeve y Bowkamp (1991), Milgram y col. (1996), y Gibson y col., (1998).

El porcentaje de supervivencia obtenido al momento de la cosecha fue de 93.5 %, el cual es aceptable, ya que se recomienda para experimentos en campo, que el porcentaje de supervivencia no sea menor del 85% (D. Reynoso, comunicación personal). El porcentaje de establecimiento obtenido al los 38 d.d.s. fue de 97.83% que comparado con el porcentaje de supervivencia indica que no hubo muchas pérdidas en el material vegetal, sobre todo del material afectado por SPVD, ya que anteriormente se observó que esquejes provenientes de plantas severamente afectadas con SPVD fallaron en su establecimiento.

Ensayos previos nos indican que más de una variante de SPFMV está involucrada en la determinación del complejo viral SPVD en Perú, la severidad de la variante de SPFMV se refleja en la severidad de los síntomas en las plantas afectadas por SPVD, por lo que es importante correlacionar el grado de severidad de los síntomas con la reducción del rendimiento, así como lo hicieron Ngeve y Bouwkamp (1991). También, cabe señalar que los resultados obtenidos en la presente investigación corresponden al daño máximo que pueden expresar las plantas severamente afectadas con SPVD en el valle de Cañete.

Las plantas infectadas con SPFMV, no mostraron síntomas en ninguna de las variedades. Por lo que se puede considerar que tanto la variedad Jonathan y Costanero son tolerantes a SPFMV, el cual se refleja en los rendimientos obtenidos en el follaje (sano frente al infectado) y en las raíces reservantes totales. Las plantas infectadas con SPCSV mostraron síntomas de antocianescencia en las hojas basales sólo en la variedad Jonathan en condiciones de campo (en invernadero no se observó esta sintomatología). Por lo que podría tratarse del mismo serotipo de SPCSV que produce antocianescencia reportado por Gibson y col. (1998), el cual es diferente al reportado en Nigeria. Reducciones en el rendimiento del follaje ocasionados por SPCSV fueron observadas en ambas variedades. Esto puede estar influenciado por las diferencias encontradas entre la cobertura de planta y la longitud de la rama principal, lo cual afecta directamente la reducción observada en el rendimiento. Las plantas afectadas por SPVD mostraron los síntomas

característicos reportados para la enfermedad, y en consecuencia las reducciones en el rendimiento fueron muy notorias. Por la reducción en el crecimiento de las plantas afectadas con SPVD, la mayoría de las características agronómicas mostraron diferencias significativas con respecto a las plantas sanas e incluso con aquellos infectados con un solo virus.

Los posibles síntomas causados por virus se confirmaron por la prueba serológica NCM-ELISA. Muestras infectadas con SPFMV (confirmado por injerto de planta indicadora) no fueron detectadas en esta prueba. Mientras que para SPCSV, la mayoría de las muestras resultaron positivas. Por otra parte, en las plantas afectadas por SPVD, se pudo detectar tanto SPFMV como SPCSV. Los resultados concuerdan con los ensayos previos en invernadero, y con trabajos reportados anteriormente, en donde manifiestan que SPFMV por lo general está siempre presente en concentraciones por debajo del límite de detección por ELISA (Cadena-Hinojosa y Campbell, 1981, Esbenschade y Moyer, 1982, Carey y col., 1995), a menos que este acompañado por SPCSV (Rossel y Thottappilly, 1985, Gibson y col., 1998, Karyeija y col., 1998, Karyeija, 1999). Al parecer, las variedades Jonathan y Costanero muestran cierta tolerancia a SPFMV, esta tolerancia se expresa en las bajas concentraciones de SPFMV en las plantas infectadas y a la carencia de síntomas. Sin embargo, las plantas son infectadas sistémicamente, lo cual fue demostrado al injertar *I. nil* sano en las plantas infectadas. En contraste, las concentraciones detectadas de SPCSV por TAS-ELISA en plantas infectadas con sólo este virus, no se ven incrementadas en las plantas afectadas por SPVD (Gibson y col., 1998).

La contaminación de algunas plantas en los diferentes tratamientos, ya sea con SPCSV o SPFMV, fue confirmada por NCM-ELISA, lo que se explica por la presencia de sus insectos vectores (mosca blanca principalmente). Aunque no se observó áfidos en el experimento, es probable que áfidos alados itinerantes provenientes de campos vecinos hayan infectado con SPFMV algunas plantas. La contaminación de los tratamientos no influyó en los resultados

obtenidos, recordemos que la infección de las plantas a través de vectores es muy lenta, y la aparición de síntomas recién se manifiesta a partir del tercer ciclo de cultivo (Biderbost y col., 1998).

De los resultados obtenidos podemos confirmar que la enfermedad viral SPVD se debe a la interacción sinérgica entre SPFMV y SPCSV, manifestándose esta interacción en la expresión de síntomas y en el efecto en los rendimientos del follaje y de las raíces reservantes en las variedades estudiadas.

VI. CONCLUSIONES

El complejo viral SPVD es la principal enfermedad que afecta al cultivo de camote en el valle de Cañete.

Tanto el SPVD, como cada uno de sus componentes, se encuentran ampliamente distribuidos en el valle, siendo altas sus incidencias, debido a la gran actividad de sus vectores y por la movilización de los esquejes-semilla infectados.

La variante de SPCSV corresponde al reportado en el este de Africa, según serología y sintomatología (esto último en la variedad Jonathan).

Las variedades INA 100-INIA y Milagroso (infectadas naturalmente), al igual que las variedades Jonathan y Costanero (infectadas experimentalmente) son susceptibles al SPVD.

La expresión de los síntomas característicos de SPVD depende de la combinación específica de las variantes de por lo menos de uno de sus componentes.

SPFMV no afecta significativamente el rendimiento en las variedades Jonathan y Costanero.

SPCSV causa reducciones significativas en el rendimiento en las variedades estudiadas. En combinación con SPFMV (SPVD) las reducciones en el rendimiento son mucho más severas.

Existe la posibilidad de la ocurrencia del SwPLV en el Perú.

La probable presencia de SPMSV en el valle de Cañete, hace inminente la ocurrencia de la enfermedad "Enanismo Clorótico" (CD).

VII. RECOMENDACIONES

Investigaciones sobre la distribución e incidencia viral deben realizarse en otras zonas productoras de camote en el Perú, para confirmar que virus están presentes, en que lugares, y cual es su importancia.

Continuar con el estudio de variabilidad, especialmente de SPCSV y su implicancia en la expresión de síntomas en SPVD.

Las investigaciones para confirmar la presencia de SwPLV y SPMSV, deben continuarse para tomar las medidas de prevención necesarias.

Ensayos para estimar el efecto de los virus deben llevarse a cabo en otras localidades con los mismos y/u otros cultivares para validar los resultados obtenidos.

Puesto que las enfermedades virales (ej. SPVD) afectan la producción en el camote, se debería concientizar a los agricultores sobre la importancia de los virus en este cultivo y el beneficio de utilizar semilla de calidad (libre de virus), labor que deben desempeñar las instituciones nacionales. Asimismo, capacitar a los agricultores en el reconocimiento de síntomas inducidos por los virus y el control de los insectos vectores, para que puedan participar en la implementación de las medidas preventivas como son: eliminación de plantas infectadas de camote dentro y alrededor de sus campos (reducción de fuentes de infección), selección de semilla provenientes de campos/zonas con baja infección/vectores, empleo de material de siembra sano (esquejes-semilla libre de virus) como la proporcionada por la E.E. INIA-Donoso, Huaral, etc. (Fig. 14).



Figura 14. Charla sobre la importancia de los virus (A) y día de campo (B) para mostrar *in situ* el efecto de los virus en el rendimiento de camote, dirigido a técnicos agrícolas y estudiantes del Instituto Superior Tecnológico Público de Quilmaná, Cañete.

VIII. RESUMEN

El complejo viral SPVD (Sweet potato virus disease) es la enfermedad más importante que afecta al cultivo del camote (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.). SPVD es causado por la interacción sinérgica entre Sweet Potato Feathery Mottle Virus (SPFMV) y Sweet Potato Chlorotic Stunt Virus (SPCSV) transmitidos por áfidos y mosca blanca, respectivamente.

El valle de Cañete, al Sur de Lima, es el principal valle productor de camote en el Perú. Después del fenómeno del Niño (1997-1998) se presentó una severa enfermedad afectando al camote en esta zona. Por esta razón, se planificó determinar la distribución e incidencia de SPCSV y SPVD, y estimar el efecto de los virus en el rendimiento del camote.

A través de un muestreo estratificado al azar se determinó la distribución e incidencia de SPCSV y SPVD en 22 localidades, correspondientes a los 6 distritos que conforman el valle de Cañete. La detección de los virus se hizo a través de la prueba serológica NCM-ELISA. La incidencia viral varió entre 17.04 y 58.15%. Los virus encontrados con mayor frecuencia fueron SPCSV MAb Mix1 (24%) y SPFMV (19%), seguidos de SwPLV (2.4%) y SPMSV (0.7%). SPCFV (C-2), C-6 y SPMMV no fueron detectados en ninguna muestra. SPFMV y SPCSV se hallaron solos o en combinación en las muestras evaluadas. La mayoría de las plantas infectadas conjuntamente con SPFMV y SPCSV mostraron los síntomas característicos del complejo SPVD. Se logró aislar dos variantes de SPCSV y al menos tres de SPFMV.

Para estimar el efecto de SPFMV y SPCSV, solos y en combinación, en el rendimiento del camote, se utilizó el diseño estadístico bloque completo al azar en arreglo factorial 2x4, con 3 repeticiones. Los factores en estudio fueron: variedad (Jonathan y Costanero) e infección viral (sano, infectado con SPFMV, SPCSV, y SPVD). Las plantas fueron inoculadas a través de injerto y evaluadas serológicamente mediante NCM-ELISA. SPFMV no afectó

significativamente el rendimiento en las variedades estudiadas. Sin embargo, SPCSV causó reducciones significativas en el rendimiento del follaje (40%) y raíces reservantes (38%). En combinación con SPFMV (SPVD) las reducciones en el rendimiento fueron mucho más severas, 71% y 69% en el follaje y raíces reservantes, respectivamente. Se encontraron diferencias estadísticas significativas para las variables cobertura de planta, longitud de la rama principal, peso fresco del follaje, peso y número de las raíces reservantes totales, comerciales y no comerciales. Mientras que para el número de ramas principales no se encontraron diferencias significativas. Es necesario señalar que SPFMV no indujo síntomas en el follaje, mientras que SPCSV indujo antocianescencia en las hojas basales (confirmado por NCM-ELISA) en la variedad Jonathan, y las plantas afectadas con SPVD (SPFMV y SPCSV) mostraron los síntomas característicos de esta enfermedad en ambas variedades.

Por los resultados obtenidos, quedó demostrado que el complejo SPVD es la principal enfermedad viral que afecta al cultivo del camote en el valle de Cañete, ocasionando una severa reducción en el rendimiento de las variedades comerciales de camote Jonathan y Costanero. Debido a la presencia de SPVD es necesario tomar medidas de control pertinentes para evitar que la enfermedad se disperse en el mismo valle u otros valles vecinos. El empleo de material de siembra sano (esquejes-semilla libres de virus) es la mejor alternativa para controlar la enfermedad. Además, la eliminación de plantas infectadas de camote dentro y alrededor de los campos reduce las fuentes de infección.

IX. BIBLIOGRAFIA

- ABAD, J.A., FRENCH, R.D., y MOYER, J.W.** 1992. Double stranded (ds) RNA analysis of the white-fly component of the sweetpotato virus disease (SPVD-WF) of sweetpotato. *Phytopathology* 82: 1170 (Abstr.).
- ABAD, J.A. y MOYER, J.W.** 1992. Detection and distribution of sweetpotato feathery mottle virus in sweetpotato by in vitro-transcribed RNA probes (Riboprobes), membrane immunoblotting assay, and direct blotting. *Phytopathology* 82: 300-305.
- ACHATA, A., FANO, H., GOYAS, H., CHIANG O., y ANDRADE, M.** 1990. El Camote (Batata) en el Sistema Alimentario del Perú. El caso del Valle de Cañete. Lima, Perú. Centro Internacional de la Papa. 63p.
- AMES, T., SMIT, N.E.J.M., BRAUN, A.R., O' SULLIVAN, J.N., y SKOGLUND, L.G.** 1996. Sweetpotato: Major Pests, Diseases and Nutritional Disorders. International Potato Center (CIP). Lima, Perú. 152p.
- ANON.** 1984. Sweet potato pathology: survey of sweet potato viruses in AVRDC fields and evaluation of the survey method. In: Asian Vegetable Research and Development Center. Progress Report. Tainan (Taiwan) 1987. p 151-152.
- BIDERBOST, E., BRUGNONI, E., MOLLINEDO, V., y DI FEO, L.** 1990. Estimación de daños producidos por el sweetpotato feathery mottle virus (SPFMV) en la cv. Morada Inta de batata (*Ipomoea batatas* (L.) Lam). *Revista de Investigaciones Agropecuarias-INTA* (Argentina). 22: 251-255.
- BIDERBOST, E., CATELLANO, P., WILLIAMS, L., DI FEO, L., y NOME, F.** 1998. Modelo de expresión del "enanismo clorótico" en progenies agámicas de planta de batata (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.) *Fitopatología* 33: 18.
- BRUNT, A.A., CRABTREE, K, DALLWITZ, M.J., GIBBS, A.J., y WATSON, L.** 1996. *Viruses of Plants. Descriptions and Lists from the VIDE Database.* CAB International, Cambridge, UK. 1484p.

- CADENA-HINOJOSA, M.A. y CAMPBELL, R.N.** 1981. Serologic detection of feathery mottle virus strains in sweet potatoes and *Ipomoea incarnata*. *Plant Dis.* 65: 412-414.
- CALZADA B.,J.** 1982. Métodos estadísticos para la investigación. Quinta Edición. Editorial "Milagros" S.A. Lima, Perú. 643 p.
- CAMPBELL, R.N., HALL, D.H., y MIELINES, N.M.** 1974. Etiology of sweet potato russet crack disease. *Phytopathology* 64: 210-218.
- CAREY, E.E., GIBSON, R.W., FUENTES, S., MACHMUD, M., MWANGA, R.O.M., TURAMUREEBA, G., ZHANG, L., MA, D., ABO EL-ABBAS, F., EL-BEDEWY, R., y SALAZAR, L.F.** 1999. The causes and control of virus diseases of sweetpotato in developing countries: Is sweetpotato virus disease the main problem? In: *Impact on a Changing World. CIP Program Report 1997-98.* CIP, Lima, Perú. p 241-248.
- CAREY, E.E., GICHUKI, S.T., MWANGA, R.O.M., KASULE, S., FUENTES, S., MACHARIA, C., y GIBSON, R.W.** 1995. Sweetpotato viruses in Uganda and Kenya: Results of a survey. In: Akoroda, M.O. and I.J. Ekanayake (eds.). *Proceedings of the 6th triennial symposium of the International Society of Tropical Root Crops – Africa Branch.* Lilongwe (Malawi) 22 to 28 Oct. 1995. Ibadan (Nigeria). International Institute of Tropical Agriculture (IITA). p 457-461.
- CEDANO, C., FUENTES, S., y SALAZAR, L.F.** 1989. Identificación y algunas características de variantes del virus del moteado plumoso del camote (*Ipomoea batatas* (L.)Lam.), aislados en el Perú. *Fitopatología* 24: 43-44.
- CENTRO INTERNACIONAL DE LA PAPA (CIP).** 1990. Informe Anual del CIP, 1990. Lima, Perú. 284p.
- CENTRO INTERNACIONAL DE LA PAPA (CIP).** 1991. Informe Anual del CIP, 1991. Lima, Perú. 290p.
- CENTRO INTERNACIONAL DE LA PAPA (CIP).** 1996. Informe Anual del CIP, 1996. Lima, Perú. 60p.

- CENTRO INTERNACIONAL DE LA PAPA (CIP).** 1997. Técnicas en virología de plantas. Salazar, L.F. y Jayasinghe, U. (eds). Manual de Capacitación. Lima, Perú.
- CENTRO INTERNACIONAL DE LA PAPA (CIP).** 1999. CIP Sweet potato Facts. A compendium of key figures and analysis for 33 important sweetpotato-producing countries. Production, utilization, consumption, Feed Use. Lima, Perú.
- CHUNG, M.L., LIAO, C.H., y LI, L.** 1981. Effects of virus infection on the yield and quality of sweet potatoes. *Plant Prot. Bull. (Taiwan)* 23:137-141.
- CLARK, C.A. y MOYER, J.W.** 1988. Compendium of Sweet Potato Diseases. American Phytopathological Society, St. Paul, MN. 74p.
- CISNEROS, F. y MUJICA, N.** 1999. Biological and selective control of the sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hom.:Aleyrodidae). In Impact on a Changing World. CIP Program Report 1997-98. CIP Lima, Perú. p 255-264.
- COHEN, J., FRANCK, A., VETTEN, H.J., LESEMANN, D.E., y LOEBENSTEIN, G.** 1992. Purification and properties of closterovirus-like particles associated with a whitefly-transmitted disease of sweet potato. *Ann. appl. Biol.* 121: 257-68.
- COLINET, D., KUMMERT, J., LEPOIVRE, P., y SEMAL, J.** 1994. Identification of distinct potyviruses in mixedly-infected sweet potato by the polymerase chain reaction with degenerate primers. *Phytopathology* 84: 65-69.
- COLINET, D., NGUYEN, M., KUMMERT, J., LEPOIVRE, P., y XIA, F.Z.** 1998. Differentiation among potyviruses infecting sweet potato based on genus- and virus specific reverse transcription polymerase chain reaction. *Plant Dis.* 82: 223-229.
- CUCHO, V.F.** 1993. Distribución de los Principales Virus del Camote (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.) en el Sur Chico del Perú (Nazca-Cañete). Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional San Luis Gonzaga, Ica - Perú. 86p.
- DAZA, M. y RINCÓN, H.** 1993. Perfil tecnológico del camote (Batata) en la costa central del Perú. Centro Internacional de la Papa. Lima, Perú. 38p.

- DEL CARPIO, R.** 1987. Investigaciones y experiencias en el cultivo de camote en la Costa Central del Perú. Seminario CIP Lima, Perú. 31p.
- DI FEO, L., NOME, S.F., BIDERBOST, E., FUENTES, S., y SALAZAR, L.F.** 2000. Etiology of sweet potato chlorotic dwarf disease in Argentina. *Plant Dis.* 84:35-39.
- ESBENSHADE, P.R. y MOYER, J.W.** 1982. Indexing for sweet potato feathery mottle virus in sweet potato using enzyme-linked immunosorbent assay. *Plant Dis.* 66: 911-913.
- FIELDING, W.J. y RYDER, K.** 1995. The biometry of sweet potato (*Ipomoea batatas*): Some considerations for field experiments. Ministry of Agriculture & Mining Special Publication No.8. 23p.
- FUENTES, S.** 1994. Identificación preliminar de un virus de camote (C-6). Centro Internacional de la Papa. *Fitopatología* 29: 38.
- FUENTES, S., ARELLANO, J., y MEZA, M.A.** 1997. Estudios preliminares de un nuevo virus (C-8) de camote. *Fitopatología* 32: 9.
- FUENTES S. y SALAZAR, L.F.** 1989. Identificación de virus en camote (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.). *Fitopatología* 24: 43.
- FUENTES, S. y SALAZAR, L.F.** 1992. Identification of a new sweetpotato virus. *Fitopatología* 27: 50.
- FUENTES, S. y SALAZAR, L.F.** 1997. Avances en el estudio de closterovirus afectando camote (*Ipomoea batatas*) en el Perú. *Fitopatología* 32: 9.
- GIBB, K.S. y PADOVAN, A.C.** 1993. Detection of sweetpotato feathery mottle potyvirus in sweet potato grown in northern Australia using an efficient and simple assay. *Inter. J. Pest Management.* 39: 223-228.
- GIBSON, R.W., MWANGA, R.O.M., KASULE, S., MPEMBE, I., y CAREY, E.E.** 1997. Apparent absence of viruses in most symptomless field-grown sweetpotato in Uganda. *Ann. appl. Biol.* 130: 481-490.

- GIBSON, R.W., MPEMBE, I., ALICAI, T., CAREY, E.E., MWANGA, R.O.M., SEAL, S.E. y VETTEN, H.J.** 1998. Symptoms, aetiology and serological analysis of sweet potato virus disease in Uganda. *Plant Pathology* 47: 95-102.
- GIMENEZ PECCI, M.P. y NOME, S.F.** 1990. Efecto de la infección viral de uno y dos años en batata (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.) *Revista de Investigaciones Agropecuarias-INTA* (Argentina). 22: 286.
- GREEN, S.K., KUO, Y.J., y LEE, D.R.** 1988. Uneven distribution of two potyviruses (feathery mottle virus and sweet potato latent virus) in sweet potato plants and its implication on virus indexing of meristem derived plants. *Tropical Pest Management*. 34: 298-302.
- HANH, S.K.** 1979. Effects of Viruses (SPVD) on growth and yield of Sweet Potato. *Expl. Agric.* 15: 253-256.
- HOYER, U., MAISS, E., JELKMANN, W., LESEMANN, D.E., y VETTEN, H.J.** 1996. Identification of the coat protein gene of a sweet potato sunken vein closterovirus isolate from Kenya and evidence for a serological relationship among geographically diverse closterovirus isolates from sweet potato. *Phytopathology* 86: 744-750.
- INTERNATIONAL POTATO CENTER (CIP).** 1996. Pathogen-tested sweetpotato cultivars for distribution. Lima, Perú. 62p.
- KARYEIJIA, R. F., GIBSON, R.W. y VALKONEN, J.P.T.** 1998. The Significance of Sweet Potato Feathery Mottle Virus in Subsistence Sweet Potato Production in Africa. *Plant Dis.* 82: 4 - 15.
- KARYEIJIA, R.F.** 1999. The variability of and resistance to sweet potato feathery mottle virus in Africa. Doctoral Thesis. Swedish University of Agricultural Sciences. Uppsala. 56p.
- LOPEZ, D. y SALAZAR, L.F.** 1987. Estudios sobre el virus moteado plumoso del camote (SPFMV) en el Perú. *Fitopatología* 22: 40-41.

- MILGRAM, M., COHEN, J. y LOEBENSTEIN, G.** 1996. Effects of Sweet Potato Feathery Mottle Virus and Sweet Potato Sunken Vein Virus on Sweet Potato Yields and Rates of Reinfection of Virus-Free Planting Material in Israel. *Phytoparasitica* 24: 189-193.
- MOYER, J.W. y CALL, B.B.** 1985. Properties of sweetpotato feathery mottle virus RNA and capsid protein. *J. Gen. Virol. Virology* 66: 1185-1189.
- MOYER, J.W. y SALAZAR, L.F.** 1989. Viruses and Viruslike Diseases of Sweet Potato. *Plant Dis.* 73: 451-455.
- MUJICA, N. y CISNEROS, F.** 1998. Manejo integrado de la mosca blanca del camote *Bemisia tabaci*. Boletín para agricultores. Programa de Manejo Integrado de Plagas. Centro Internacional de la Papa (CIP).
- MUJICA, N., MARCHENA, M., FABIAN, F., y CISNEROS, F.** 1998a. Fluctuación poblacional de ninfas y adultos de la mosca blanca *Bemisia tabaci* en campos bajo un sistema de manejo integrado de plagas. En: Sociedad Entomológica del Perú (SEP). Resúmenes y programa. XL Convención nacional de entomología. Lima (Perú) 8-12 Nov.1998. Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM).
- MUJICA, N., VELARDE, K., FABIAN, F., y CISNEROS, F.** 1998b. Buscando insecticidas selectivos para el control de la mosca blanca del camote *Bemisia tabaci*. En: Sociedad Entomológica del Perú (SEP). Resúmenes y programa. XL Convención nacional de entomología. Lima (Perú) 8-12 Nov.1998. Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM).
- NAKANO, M., FUENTES, S., y SALAZAR L.F.** 1994. Sweet potato virus diseases detected in the tropics of South and Central America and Southeast Asia. In *Virus Diseases of Vegetables and Fruit Trees in Tropical Countries*. JIRCAS Workshop Papers 1: 58-65.
- NGEVE, J.M. y BOUWKAMP, J.C.** 1991. Effects of Sweet Potato Virus Disease (SPVD) on the Yield of Sweet Potato Genotypes in Cameroon. *Expl. Agric.* 27: 221-225.
- OLIVERO, A. y OROPEZA, T.** 1985. Efecto del virus del moteado plumoso del camote (FMV) sobre el rendimiento y otros parámetros agronómicos del cultivo de la batata (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.). *Agronomía Tropical* 35: 167-172.

- PIO-RIBEIRO, G., WINTER, S., HAMILTON, R.I., DE ASSIS FILHO, F.M., y DA PAZ, C.D.** 1994. First report of sweetpotato viruses disease-Associated Closterovirus in Brazil. *Plant Dis.* 78: 1122.
- PIO-RIBEIRO, G., WINTER, S., JARRET, R.L., DEMSKI, J.W., y HAMILTON, R.I.** 1996. Detection of sweet potato virus disease-associated closterovirus in a sweet potato accession in the United States. *Plant Dis.* 80: 551-554.
- POZZER, L., DUSI, A.N., y KITAJIMA, E.W.** 1993. Aphid transmission of sweet potato feathery mottle virus. *Fitopatología Brasileira* 18: 274.
- QUERCI, M., FUENTES, S, y SALAZAR, L.F.** 1992. Construction, cloning and use of radioactive RNA probes for the detection of the peruvian strain C1 of sweet potato feathery mottle virus. *Fitopatología* 27: 93-97.
- ROSSEL, H.W. y THOTTAPPILLY, G.** 1985. Virus Diseases of Important Foods Crops in Tropical Africa, Ibadan, Nigeria, International Institute of Tropical Agriculture. 1985, 10-13.
- ROSSEL, H.W. y THOTTAPPILLY, G.** 1988. Complex virus diseases of sweetpotato. In: *Exploration, Maintenance and Utilization of Sweetpotato Genetic Resources. Report of the First Sweetpotato Planning Conference, International Potato Center, Lima, Perú.* p. 291-302.
- SALAZAR, L.F.** 1995. *Los virus de la papa y su control.* Centro Internacional de la Papa. 226p.
- SALOMON, R.** 1989. Partial cleavage of Sweet Potato Feathery Mottle virus Coat Protein subunit by an enzyme in extracts of infected symptomless leaves. *J. Gen. Virol.* 70: 1943-1949.
- SCHAEFERS, G.A. y TERRY, E.R.** 1976. Insect transmission of sweet potato disease agents in Nigeria. *Phytopathology* 66: 642-645.
- STUBBS, L.L. y MC. LEAN, D.L.** 1958. A note on aphid transmission of a feathery mottle virus of sweet potato. *Plant Dis. Repr.* 42: 216.

- THOTTAPPILLY G. y ROSSEL, H.W.** 1988. Virus diseases of sweet potato in Nigeria. In: Improvement of sweet potato (*Ipomoea batatas*) in East Africa with some references of other tuber and root crops report of the "Workshop on sweet potato improvement in Africa", held at ILRAD, Nairobi, September 28-October 2, 1987. International Potato Center. p 53-63.
- VALENCIA V., L.** 2000. La mosca blanca en la agricultura peruana. Lima, Perú. 133p.
- VERA, A., CISNEROS, F., y LAGNAOUI, A.** 1999. Aislamiento y multiplicación de *Paecilomyces fumosoroseus* causante en mosca blanca *Bemisia spp.* (Homóptera: Aleyrodidae) en la costa central. En: Iannacone O.J. (ed.). Resúmenes y programa. XLI Convención nacional de entomología. Tumbes (Perú) 24-28 Oct.1999. Sociedad Entomológica del Perú (SEP).
- VETTEN, H.J.** 1996. Serodiagnosis of sweetpotato viruses: Potential and Limitations. In: Proceedings of the Regional Sweet Potato Workshop held at Libreville, Gabon. January 9-13,1996. CTA, Wageningen. p 27-32.
- VETTEN, H.J., HOYER,U., MAISS, E., LESEMANN, D.E., y JELKMANN. W.** 1996. Serological detection and discrimination of geographically diverse isolates of sweet potato sunken vein closterovirus. Phytopathology 86: S100 (Abstr.).
- WAMBUGU, F.M., BRUNT, A.A., y FERNANDEZ-NORTHCOTE, E.M.** 1991. Viruses and virus disease of sweet potato (*Ipomoea batatas*) in Kenya and Uganda. In Proc. 2nd. Triennial meeting and conference of the African Potato Association, Mauritius 22-27 July 1990. Reudit, Mauritius. p 91-96.
- WINTER, S., PURAC, A., LEGGETT, F., FRISON, E.A., ROSSEL, H.W., y HAMILTON, R.I.** 1992. Partial characterization and molecular cloning of a closterovirus from sweet potato infected with the sweet potato virus disease complex from Nigeria. Phytopathology 82: 869-875.
- WISLER, G.C., DUFFUS, J.E., LIU, H.-Y. y LI, R.H.** 1998. Ecology and Epidemiology of Whitefly-Transmitted Closteroviruses. Plant Dis. 82: 270 - 280.

X. ANEXO

Anexo 1. Procedimiento de NCM-ELISA para la detección de virus de camote

S. Fuentes¹

Preparación de la muestra

- 1 Colectar las muestras (1 hoja de la parte media y basal de la planta) en bolsas plásticas e identificarlas.
- 2 De cada hoja colectada, cortar un disco de aproximadamente 1 cm de diámetro (con ayuda de un tubito). Poner los discos cortados dentro de la misma bolsa y añadir 2 ml (1 ml por cada disco) de tampón de extracción (tampón TBS conteniendo 0.2 % de sulfito de sodio). Moler completamente el tejido usando un tubo de prueba grande o un rodillo de madera.
- 3 Dejar las bolsas en reposo en una posición vertical por 30-45 minutos a temperatura ambiente hasta que sedimente el tejido de la planta en el fondo de la bolsa (esto se puede conseguir colocando las bolsas en un vaso grande).

Aplicación de la muestra a la membrana de nitrocelulosa

- 4 Cortar la membrana de nitrocelulosa al tamaño necesario y pre-humedecerla en TBS (por lo menos 5 minutos antes de su uso). Hacer lo mismo con un pedazo de papel Whatman No 1.
- 5 Colocar el papel Whatman No 1 pre-humedecido sobre el aparato de vacío "dot blot manifold") y luego la membrana de nitrocelulosa pre-humedecida sobre dicho papel filtro.
- 6 Usar un pedazo de parafilm para cubrir el área restante del aparato no cubierto por la membrana. Cuidadosamente aplicar vacío (entre 200 a 230 mm de mercurio) prendiendo la bomba de vacío conectado al aparato.
- 7 Pipetear 30 a 50 ul de la muestra (savia de la planta) en cada concavidad formada en la membrana de nitrocelulosa debido al vacío. Tener cuidado de no pipetear tejido grueso de la planta.
- 8 Remover la membrana de nitrocelulosa del aparato y dejarla secar a temperatura ambiente (por 15 a 30 minutos).

Desarrollo de la prueba

- 9 Sumergir la membrana de nitrocelulosa seca en la solución de bloqueo (TBS + 2% de leche + 2% de TRITON X-100) en una placa Petri, por 1h a temperatura ambiente con un movimiento suave (50 r.p.m.).
- 10 Lavar la membrana rápidamente con TBS. Añadir el 1er anticuerpo (PAb o MAb)² en TBS + 2% de leche. Incubar toda la noche a temperatura ambiente con un movimiento suave (50 r.p.m.).

¹ Centro Internacional de la Papa (CIP), Lima.

² La dilución adecuada del 1er anticuerpo (PAb o MAb) esta indicada en el frasco o en el tubo eppendorf.

- 11 Lavar la membrana de nitrocelulosa en TTBS 4 veces, por 3 min. cada uno con un movimiento rápido (100 r.p.m.).
- 12 Añadir el 2do anticuerpo (GAR o GAM)³ en TBS + 2% de leche. Incubar por 1h a temperatura ambiente con un movimiento suave (50 r.p.m.).
- 13 Lavar la membrana de nitrocelulosa en TTBS 4 veces, por 3 min. cada uno, con un movimiento rápido (100 r.p.m.).
- 14 Añadir la solución sustrato NBT/BCIP⁴. Incubar la membrana de nitrocelulosa por 30 min. a temperatura ambiente con un movimiento suave (50 r.p.m.).
- 15 Parar el desarrollo del color (reacción) descartando la solución sustrato NBT/BCIP, luego lavar la membrana de nitrocelulosa con agua destilada, 3 veces por 3 min. cada uno. Dejar secar la membrana.
- 16 OPCIONAL: Si es que el color de la savia interfiere con la reacción de coloración final, colocar la membrana en una solución conteniendo 2% de hipoclorito de sodio por 10 min.

Preparación de soluciones

TBS pH 7.5 (2000 ml):

Tris Base	4.84 g (0.02 M)
NaCl	58.44 g (0.5 M)

Disolver en 1990 ml de agua destilada y ajustar el pH con HCl concentrado (37%). Completar a 2000 ml con agua destilada.

TTBS (2000 ml):

TBS	2 000 ml
Tween-20	1 ml (0.05%)

TAMPON SUSTRATO pH 9.5 (500 ml):

Tris Base	6.05 g (0.1 M)
NaCl	2.92 g (0.1 M)
MgCl ₂ .6H ₂ O	0.51 g (0.005 M)

Disolver el Tris Base, NaCl Y MgCl₂.6H₂O en 450 ml de agua destilada. Ajustar el pH a 9.5 con HCl concentrado (37%). Completar a 500 ml con agua destilada.

³ La dilución adecuada del GAR o GAM esta indicado en el frasco o en el tubo eppendorf. Use GAR o GAM según esté empleando PAb o MAb, respectivamente.

⁴ Compuestos tóxicos que deben ser manejados con cuidado. Use guantes descartables.

- a) **Solución stock de NBT**
- | | |
|---------------------------------|---------|
| NBT | 40.0 mg |
| N,N-dimethylformamida (al 70 %) | 1.2 ml |

Mezclar bien y almacenar a 4°C protegido de la luz.

- b) **Solución stock de BCIP**
- | | |
|-----------------------|---------|
| BCIP | 20.0 mg |
| N,N-dimethylformamida | 1.2 ml |

Mezclar bien y almacenar a 4°C protegido de luz.

- c) **Preparación de la solución sustrato NBT/BCIP** (prepararlo inmediatamente antes de su uso).

Tampón sustrato	30 ml
Solución stock de NBT	90 ul
Solución stock de BCIP	90 ul

Disolver la solución stock de NBT en 30 ml de tampón sustrato. Después, añadir la solución stock de BCIP.

Abreviaciones:

- PAb:** Anticuerpo policlonal (generalmente producido en conejo).
- MAb:** Anticuerpo monoclonal (producido en ratón).
- GAR:** Anticuerpo para IgG de conejo producido en cabra, conjugado con fosfatasa alcalina (BIO-RAD).
- GAM:** Anticuerpo para IgG de ratón producido en cabra, conjugado con fosfatasa alcalina (BIO-RAD).
- NBT:** Nitro blue tetrazolium (BIO-RAD).
- BCIP:** 5-Bromo-4-chloro-3-Indolyl phosphate (BIO-RAD).
- LECHE:** Leche de vaca en polvo (Anchor).

Anexo 2. Absorción de antisucros con savia de planta sana.

1. Macerar las hojas de la planta sana en la solución conteniendo TBS + 0.2% Na₂SO₃ +2% de leche (1/30, w/v).
2. Centrifugar a 10 000 r.p.m. por 10 min.
3. Colectar el sobrenadante y añadir una pizca de azida de sodio (NaN₃).
4. Añadir el antisuero a la dilución indicada. Agitar en vórtex.
5. Incubar a 37°C por 1 h.
6. Colocar a la membrana ya bloqueada.

Anexo 3. Tratamiento de semilla de *Ipomoea setosa* e *I. nil* para usarlas como plantas indicadoras de virus.**Escarificación**

1. Colocar las semillas en un beaker.
2. Adicionar ácido sulfúrico concentrado (96%) hasta que las semillas queden completamente sumergidas, y dejar por 20 min. para *I. nil* y 50 min. para *I. setosa*.
3. Eliminar el ácido sulfúrico y enjuagar las semillas con abundante agua, y con la ayuda de los dedos eliminar la capa que queda pegada a la semilla.

Germinación

1. Las semillas tratadas en esta manera son colocadas en placas petri plásticas de 10cm de diámetro (no usar más de 30 - 50 semillas por placa) conteniendo 5 capas de papel toalla humedecido (eliminar el exceso de agua).
2. Cubrir las semillas con una capa adicional de papel toalla y humedecerlo.
3. Mantener las semillas a 25 - 27°C hasta la germinación. Añadir agua si es necesario.

Producción de plantas

Una semana después de la emergencia del hipocótilo y raicillas transplantar las semillas germinadas a macetas individuales conteniendo una mezcla de arena, suelo, musgo (1:1:1) y mantener las plantas a 25 - 27°C.

Anexo 4. Descripción morfológica de las variedades Jonathan y Costanero. International Potato Center (CIP), 1996.

	Jonathan	Costanero
Características		
Origen	Perú	CIP
Tipo de Planta	Rastrero (151 – 250 cm)	Semi - erecto (75 – 150cm)
Pigmento del Tallo	Verde con algunas manchas púrpuras	Verde con muchas manchas púrpuras oscuras
Forma de la Hoja Madura	Lobulada	Triangular
Perfil general de la Hoja	Moderados	Muy superficiales
Tipo de Lóbulos	5	3
No. de lóbulos	Semi – Elíptico	Dentado
Forma del lóbulo central	Verde	Todas las venas parcialmente púrpuras
Pigmentación de la vena abaxial de la hoja	Verde	Verde con venas púrpura en la superficie
Color del Follaje	Ligeramente púrpura	Verde con púrpura
Color de la hoja madura	Intermedio (21 – 30 cm)	Corto (10 – 20 cm)
Color de la hoja inmadura	Verde	Verde con manchas púrpuras
Caracterización del peciolo	Elíptica	Largo oblonga
Longitud	Intermedia (2 – 3 mm)	Muy delgada (<1mm)
Pigmentación	Anaranjado	Morado - rojo
Raíz Reservante	Pálido	-
Forma	Crema	-
Grosor de la corteza	Anaranjado intermedio	Anaranjado oscuro
Color de la piel	Ausente	Morado - rojo
Predominante	Ausente	Anillo delgado en la corteza
Intensidad	Susceptible	Tolerante
Secundario	Altamente tolerante	Tolerante
Color de la carne	Susceptible	-
Predominante	Susceptible	-
Secundario	Resistente	-
Distribución del color secundario	Altamente susceptible	-
Datos de Resistencia	Más de 120 días	90 a 120 días
Sequla	RCB IT-49	LM89.125/PER/T=B. Toxicity
Salinidad		
Cylas formi		
Euscsp postf		
Meloidogyne		
Scab, leaf and stem		
FMV		
Madurez		
Código CIP		

Anexo 5. Resultados del análisis de caracterización de suelos. Laboratorio de Análisis de Suelos, Plantas, Aguas y Fertilizantes. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima -Perú.

Departamento : Lima	Distrito : Imperial – Cerro Alegre
Provincia : Cañete	Lote : Cerro Cohete
<hr/>	
Análisis Mecánico	Método
<hr/>	
C.E. dS/m	0.25
Arena %	62
Limo %	26
Arcilla %	12
Textura	Franco Arenoso
<hr/>	
Análisis Químico	Método
<hr/>	
pH	8.20
CaCO ₃ %	1.61
M.O. %	0.44
P ppm	3.70
K ₂ O Kg/ha	385.00
CIC cmol(+)/Kg	11.60
Ca ²⁺ cmol(+)/Kg	9.53
Mg ²⁺ cmol(+)/Kg	1.59
K ⁺ cmol(+)/Kg	0.24
Na ⁺ cmol(+)/Kg	0.24
<hr/>	

Anexo 6. Datos Meteorológicos proporcionados por la Estación Experimental Agrícola de la Asociación de Agricultores de Cañete, Nuevo Imperial. Febrero-Julio 2000

Estación : Cañete		Departamento : Lima				
Provincia : Cañete		Distrito : Nuevo Imperial				
Meses	Humedad Rel.		Temperatura		Horas Sol	Evap.
	Máx.	Mín.	Máx.	Mín.		
Febrero						
P. 1ªQ	95	61	34.8	18.7	8.5	5.1
P. 2ªQ	95	60	34.4	18.8	7.6	4.5
P.M.	95	60	34.6	18.7	8.1	4.8
Marzo						
P. 1ªQ	95	60	34.8	18.6	7.1	4.9
P. 2ªQ	96	58	33.0	16.7	8.1	4.4
P.M.	96	59	33.9	17.6	7.6	4.7
Abril						
P. 1ªQ	96	60	32.9	17.3	7.9	4.2
P. 2ªQ	96	62	32.2	16.3	7.7	3.5
P.M.	96	61	32.5	16.8	7.8	3.8
Mayo						
P. 1ªQ	97	65	26.8	15.8	6.3	2.9
P. 2ªQ	97	72	26.5	13.8	4.5	2.2
P.M.	97	69	26.7	14.8	5.4	2.6
Junio						
P. 1ªQ	97	74	25.0	14.2	3.3	1.8
P. 2ªQ	97	77	23.0	13.7	1.2	1.2
P.M.	97	75	24.0	13.9	2.2	1.5
Julio						
P. 1ªQ	97	80	21.5	13.0	1.5	1.1
P. 2ªQ	96	76	22.0	13.3	1.1	1.3
P.M.	97	78	21.8	13.2	1.3	1.2

P. 1ªQ Promedio de la primera quincena.
P. 2ªQ Promedio de la segunda quincena.
P.M. Promedio mensual.

Anexo 7. Incidencia viral en muestras procedentes de campos de camote, en diferentes localidades de Cañete, mediante NCM-ELISA (11-20 Enero, 1999)

Distrito	Localidad	Variiedad	No. de muestras	Muestras infectadas	Incidencia Viral (%)
Cerro Azul	Casa Blanca	INA 100-INIA	90	46	51.11
Quilmaná	Lateral Z	INA 100-INIA Milagroso	90	32	35.56
	Lateral B	INA 100-INIA	90	57	63.33
	Lateral A	INA 100-INIA	90	68	75.56
			270	157	58.15
San Luis	Santa Bárbara	INA 100-INIA Milagroso Jonathan	120	48	40.00
	La Quebrada	Var. Desc.	60	49	81.67
			180	97	53.89
Imperial	San Benito	INA 100-INIA	90	55	61.11
	Casa Pintada	INA 100-INIA	90	53	58.89
	Cantagallo	INA 100-INIA	90	25	27.78
	Cerro Alegre	INA 100-INIA	90	19	21.11
			360	152	42.22
Nuevo Imperial	Rinconada-La Huerta	INA 100-INIA	90	21	23.33
	Josefina	INA 100-INIA	90	15	16.67
	Hualcará	Milagroso	90	10	11.11
			270	46	17.04
San Vicente	Unanue	Jonathan	90	63	70.00
	Cuiva	Milagroso	90	13	14.44
	Esmeralda	INA 100-INIA Milagroso	90	19	21.11
	Playa Hermosa	Milagroso	90	8	8.89
	Montalván	INA 100-INIA	90	38	42.22
	Herbay Bajo	INA 100-INIA	90	10	11.11
	Herbay Alto	INA 100-INIA Milagroso	90	9	10.00
	Hacienda Palo	INA 100-INIA	90	25	27.78
	Santa Rosa	INA 100-INIA	90	22	24.44
			810	207	25.56
Total			1980	705	35.61

Anexo 8. Detección serológica de virus en muestras procedentes de campos de camote, en diferentes localidades de Cañete, mediante NCM-ELISA (11-20 Enero, 1999).

Distrito	Localidad	No. de muestras	Muestras infectadas	Antisuero para los virus ^a									
				FMV	MMV	LV	CFV	C6	MSV	SPCSV ^b		SPVD	
										Mix 1	Mix 2		
Cerro Azul													
	Casa Blanca	90	46	21	-	1	-	-	1	37	-	13	
Quilmaná													
	Lateral Z	90	32	20	-	5	-	-	-	17	-	8	
	Lateral B	90	57	29	-	2	-	-	1	45	2	18	
	Lateral A	90	68	45	-	1	-	-	1	50	1	27	
		270	157	94	-	8	-	-	2	112	3	53	
San Luis													
	Santa Bárbara	120	48	27	-	11	-	-	1	32	-	9	
	La Quebrada	60	49	26	-	9	-	-	-	43	-	16	
		180	97	53	-	20	-	-	1	75	-	25	
Imperial													
	San Benito	90	55	28	-	-	-	-	-	40	-	13	
	Casa Pintada	90	53	25	-	-	-	-	-	45	-	17	
	Cantagallo	90	25	10	-	2	-	-	-	18	-	5	
	Cerro Alegre	90	19	13	-	-	-	-	-	14	-	8	
		360	152	76	-	2	-	-	-	117	-	43	
Nuevo Imperial													
	Rinconada-La Huerta	90	21	7	-	1	-	-	-	18	-	5	
	Josefina	90	15	8	-	-	-	-	-	10	-	3	
	Hualcará	90	10	7	-	2	-	-	-	1	-	-	
		270	46	22	-	3	-	-	-	29	-	8	
San Vicente													
	Unanue	90	63	57	-	4	-	-	1	13	-	12	
	Cuiva	90	13	9	-	1	-	-	2	2	-	1	
	Esmeralda	90	19	6	-	3	-	-	2	10	-	1	
	Playa Hermosa	90	8	-	-	2	-	-	-	6	-	-	
	Montalván	90	38	7	-	-	-	-	3	34	-	3	
	Herbay Bajo	90	10	4	-	-	-	-	1	9	-	4	
	Herbay Alto	90	9	7	-	1	-	-	1	1	-	1	
	Hacienda Palo	90	25	13	-	2	-	-	-	11	3	3	
	Santa Rosa	90	22	8	-	-	-	-	-	18	-	4	
		810	207	111	-	13	-	-	10	104	3	29	
Total		1980	705	377	-	47	-	-	14	474	6	171	

^a FMV = sweet potato feathery mottle virus, MMV = sweet potato mild mottle virus, LV = sweet potato latent virus, CFV = sweet potato chlorotic fleck virus, C-6 = Virus C-6, MSV = sweet potato mild speckling virus, SPCSV = sweet potato chlorotic stunt virus.

^b Mezcla de anticuerpos monoclonales que detectan aislamientos de SPCSV. Mix 1=reconoce aislamientos del Este de Africa, Mix2=reconoce aislamientos de lugares fuera del Este de Africa.

Anexo 9. Información obtenida mediante encuestas realizadas a los agricultores, en las diferentes localidades de Cañete (11-20 Enero, 1999).

Distrito	Localidad	Variedad	Cultivo anterior	Cultivos alrededor
Cerro Azul	Casa Blanca	INA 100-INIA	camote	maíz, camote
Quilmaná	Lateral Z	INA 100-INIA Milagroso	maíz	algodón, yuca, camote, caigua, manzana
	Lateral B	INA 100-INIA	desc.	camote
	Lateral A	INA 100-INIA	desc.	frejol, camote
San Luis	Santa Bárbara	INA 100-INIA Milagroso Jonathan	maíz	algodón, yuca, maíz, col
	La Quebrada	Var. desc.	maíz	algodón
Imperial	San Benito	INA 100-INIA	desc.	algodón
	Casa Pintada	INA 100-INIA	maíz	algodón, maíz
	Cantagallo	INA 100-INIA	desc.	algodón, camote
	Cerro Alegre	INA 100-INIA	camote	algodón, camote
Nuevo Imperial	Rinconada-La Huerta	INA 100-INIA	camote	algodón, ají, manzana
	Josefina	INA 100-INIA	maíz	ají, yuca, frejol
	Hualcará	Milagroso	desc.	yuca, uva
San Vicente	Unanue	Var desc.	desc.	camote
	Cuiva	Milagroso	desc.	uva, algodón
	Esmeralda	INA 100-INIA Milagroso	maíz	maíz, uva
	Playa Hermosa	Milagroso	papa	camote, cebolla, zapallo
	Montalván	INA 100-INIA	ajo	algodón
	Herbay Bajo	INA 100-INIA	maíz	camote, pallar
	Herbay Alto	INA 100-INIA Milagroso	maíz	fresa, uva, cítricos
	Hacienda Palo	INA 100-INIA	camote	algodón, maíz, camote
	Santa Rosa	INA 100-INIA	desc.	algodón, maíz

Anexo 10. Resultado del análisis estadístico de la cobertura de planta (CP cm²/planta).

The SAS System

Class Level Information

Class Levels Values

BLOQUE 3 1 2 3
 VAR 2 Ct Jn
 INF 4 CC FC FF OO

Number of observations in data set = 24

Analysis of Variance Procedure

Dependent Variable: CP

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
BLOQUE	2	128728.3	64364.1	3.12	0.0757
VAR	1	95844.9	95844.9	4.65	0.0490
INF	3	2056713.0	685571.0	33.25	0.0001
VAR*INF	3	75011.6	25003.9	1.21	0.3415
Error	14	288632.8	20616.6		
Corrected Total	23	2644930.6			

R-Square	C.V.	Root MSE	CP Mean
0.890873	17.58183	143.58	816.67

T tests (LSD) for variable: CP

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 20616.63
 Critical Value of T= 2.14
 Least Significant Difference= 125.72

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	VAR
A	879.86	12	Ct
B	753.47	12	Jn

T tests (LSD) for variable: CP

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 20616.63
 Critical Value of T= 2.14
 Least Significant Difference= 177.8

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	INF
A	1084.72	6	OO
A	1076.39	6	FF
B	731.94	6	CC
C	373.61	6	FC

Anexo 11. Resultado del análisis estadístico del número de ramas principales (NRP/planta).

The SAS System

Class Level Information
Class Levels Values

BLOQUE 3 1 2 3
VAR 2 Ct Jn
INF 4 CC FC FF OO

Number of observations in data set = 24

Analysis of Variance Procedure
Dependent Variable: NRP

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
BLOQUE	2	0.8200231	0.4100116	1.89	0.1872
VAR	1	0.0011574	0.0011574	0.01	0.9428
INF	3	0.1400463	0.0466821	0.22	0.8840
VAR*INF	3	0.7974537	0.2658179	1.23	0.3366
Error	14	3.0318287	0.2165592		
Corrected Total	23	4.7905093			

R-Square	C.V.	Root MSE	NRP Mean
0.367118	14.53617	0.4654	3.2014

T tests (LSD) for variable: NRP

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 0.216559
Critical Value of T= 2.14
Least Significant Difference= 0.4075

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	VAR
A	3.2083	12	Ct
A	3.1944	12	Jn

T tests (LSD) for variable: NRP

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 0.216559
Critical Value of T= 2.14
Least Significant Difference= 0.5763

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	INF
A	3.2778	6	OO
A	3.2778	6	CC
A	3.1250	6	FF
A	3.1250	6	FC

Anexo 12. Resultado del análisis estadístico de la longitud de la rama principal (LRPcm/planta).

The SAS System

Class Level Information
Class Levels Values

BLOQUE 3 1 2 3
VAR 2 Ct Jn
INF 4 CC FC FF OO

Number of observations in data set = 24

Analysis of Variance Procedure
Dependent Variable: LRP

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
BLOQUE	2	2879.681	1439.841	6.43	0.0104
VAR	1	1857.973	1857.973	8.30	0.0121
INF	3	10160.892	3386.964	15.13	0.0001
VAR*INF	3	91.494	30.498	0.14	0.9367
Error	14	3133.222	223.802		
Corrected Total	23	18123.263			

R-Square	C.V.	Root MSE	LRP Mean
0.827116	11.23463	14.960	133.16

T tests (LSD) for variable: LRP

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 223.8015
Critical Value of T= 2.14
Least Significant Difference= 13.099

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	VAR
A	141.958	12	Ct
B	124.361	12	Jn

T tests (LSD) for variable: LRP

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 223.8015
Critical Value of T= 2.14
Least Significant Difference= 18.525

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	INF
A	150.222	6	FF
A			
A	147.917	6	OO
A			
A	135.667	6	CC
B	98.833	6	FC

Anexo 13. Resultado del análisis estadístico del peso fresco del follaje (PFF g/parcela).

The SAS System

Class Level Information

Class	Levels	Values
BLOQUE	3	1 2 3
VAR	2	Ct Jn
INF	4	CC FC FF OO

Number of observations in data set = 24

Analysis of Variance Procedure

Dependent Variable: PFF

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
BLOQUE	2	1.959E+08	9.797E+07	0.91	0.4239
VAR	1	2.139E+09	2.139E+09	19.93	0.0005
INF	3	3.014E+09	1.005E+09	9.36	0.0012
VAR*INF	3	3.821E+08	1.274E+08	1.19	0.3503
Error	14	1.502E+09	1.073E+08		
Corrected Total	23	7.234E+09			

R-Square	C.V.	Root MSE	PFF Mean
0.792317	38.62151	10359	26822

T tests (LSD) for variable: PFF

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 1.0731E8
 Critical Value of T= 2.14
 Least Significant Difference= 9070.4

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	VAR
A	36262	12	Ct
B	17381	12	Jn

T tests (LSD) for variable: PFF

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 1.0731E8
 Critical Value of T= 2.14
 Least Significant Difference= 12827

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	INF
A	37606	6	OO
A			
A	36950	6	FF
B	22059	6	CC
B			
B	10672	6	FC

Anexo 14. Resultado del análisis estadístico del peso de las raíces reservantes totales (PRRT g/parcela).

The SAS System

Class Level Information

Class	Levels	Values
BLOQUE	3	1 2 3
VAR	2	Ct Jn
INF	4	CC FC FF OO

Number of observations in data set = 24

Analysis of Variance Procedure

Dependent Variable: PRRT

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
BLOQUE	2	1.274E+08	6.372E+07	4.59	0.0293
VAR	1	5.448E+08	5.448E+08	39.27	0.0001
INF	3	2.061E+09	6.871E+08	49.52	0.0001
VAR*INF	3	5.348E+07	1.783E+07	1.28	0.3181
Error	14	1.942E+08	1.387E+07		
Corrected Total	23	2.981E+09			

R-Square	C.V.	Root MSE	PRRT Mean
0.934847	16.30249	3724.8	22848

T tests (LSD) for variable: PRRT

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 13874487
 Critical Value of T= 2.14
 Least Significant Difference= 3261.5

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	VAR
A	27613	12	Ct
B	18084	12	Jn

T tests (LSD) for variable: PRRT

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 13874487
 Critical Value of T= 2.14
 Least Significant Difference= 4612.5

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	INF
A	32842	6	FF
A			
A	30125	6	OO
B	18775	6	CC
C	9652	6	FC

Anexo 15. Resultado del análisis estadístico del peso de las raíces reservantes comerciales (PRRC g/parcela).

The SAS System

Class Level Information

Class	Levels	Values
B OQUE	3	1 2 3
VAR	2	Ct Jn
INF	4	CC FC FF OO

Number of observations in data set = 24

Analysis of Variance Procedure

Dependent Variable: PRRC

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
BLOQUE	2	4.457E+07	2.229E+07	1.58	0.2411
VAR	1	3.898E+08	3.898E+08	27.59	0.0001
INF	3	1.258E+09	4.193E+08	29.67	0.0001
VAR*INF	3	5.030E+07	1.677E+07	1.19	0.3505
Error	14	1.978E+08	1.413E+07		
Corrected Total	23	1.940E+09			

R-Square	C.V.	Root MSE	PRRC Mean
0.898051	20.66978	3759.0	18186

T tests (LSD) for variable: PRRC

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 14129865
 Critical Value of T= 2.14
 Least Significant Difference= 3291.4

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	VAR
A	22216	12	Ct
B	14156	12	Jn

T tests (LSD) for variable: PRRC

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 14129865
 Critical Value of T= 2.14
 Least Significant Difference= 4654.7

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	INF
A	25427	6	FF
A	24410	6	OO
B	15183	6	CC
C	7723	6	FC

Anexo 16. Resultado del análisis estadístico del peso de las raíces reservantes no comerciales (PRRNC g/parcela).

The SAS System

Class Level Information

Class	Levels	Values
BLOQUE	3	1 2 3
VAR	2	Ct Jn
INF	4	CC FC FF OO

Number of observations in data set = 24

Analysis of Variance Procedure

Dependent Variable: PRRNC

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
BLOQUE	2	24875331	12437666	7.47	0.0062
VAR	1	12950704	12950704	7.78	0.0145
INF	3	103838183	34612728	20.78	0.0001
VAR*INF	3	2232413	744138	0.45	0.7234
Error	14	23318719	1665623		
Corrected Total	23	167215350			

R-Square	C.V.	Root MSE	PRRNC Mean
0.860547	27.68022	1290.6	4662.5

T tests (LSD) for variable: PRRNC

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 1665623
 Critical Value of T= 2.14
 Least Significant Difference= 1130

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	VAR
A	5397.1	12	Ct
B	3927.9	12	Jn

T tests (LSD) for variable: PRRNC

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 1665623
 Critical Value of T= 2.14
 Least Significant Difference= 1598.1

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	INF
A	7415.0	6	FF
B	5715.0	6	OO
C	3591.7	6	CC
D	1928.3	6	FC

Anexo 17. Resultado del análisis estadístico del número de raíces reservantes totales (NRRT/parcela).

The SAS System

Class Level Information
Class Levels Values

BLOQUE 3 1 2 3
VAR 2 Ct Jn
INF 4 CC FC FF OO

Number of observations in data set = 24

Analysis of Variance Procedure
Dependent Variable: RNRRT

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
BLOQUE	2	10.73684	5.36842	3.98	0.0428
VAR	1	51.65034	51.65034	38.28	0.0001
INF	3	192.97402	64.32467	47.67	0.0001
VAR*INF	3	2.16329	0.72110	0.53	0.6662
Error	14	18.89130	1.34938		
Corrected Total	23	276.41579			

R-Square	C.V.	Root MSE	RNRRT Mean
0.931656	9.085128	1.1616	12.786

T tests (LSD) for variable: RNRRT

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 1.349379
Critical Value of T= 2.14
Least Significant Difference= 1.0171

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	VAR
A	14.2530	12	Ct
B	11.3190	12	Jn

T tests (LSD) for variable: RNRRT

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 1.349379
Critical Value of T= 2.14
Least Significant Difference= 1.4384

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	INF
A	15.5108	6	FF
A	15.2296	6	OO
B	11.8466	6	CC
C	8.5571	6	FC

Anexo 18. Resultado del análisis estadístico del número de las raíces reservantes comerciales (NRRC/parcela).

The SAS System

Class Level Information

Class	Levels	Values
BLOQUE	3	1 2 3
VAR	2	Ct Jn
INF	4	CC FC FF OO

Number of observations in data set = 24

Analysis of Variance Procedure

Dependent Variable: RNRRC

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
BLOQUE	2	4.536357	2.268179	3.94	0.0440
VAR	1	42.170459	42.170459	73.18	0.0001
INF	3	93.123229	31.041076	53.87	0.0001
VAR*INF	3	3.373547	1.124516	1.95	0.1678
Error	14	8.06743	0.57624		
Corrected Total	23	151.27102			

R-Square	C.V.	Root MSE	RNRRC Mean
0.946669	8.377139	0.7591	9.0617

T tests (LSD) for variable: RNRRC

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 0.576245
 Critical Value of T= 2.14
 Least Significant Difference= 0.6647

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	VAR
A	10.3872	12	Ct
B	7.7361	12	Jn

T tests (LSD) for variable: RNRRC

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 0.576245
 Critical Value of T= 2.14
 Least Significant Difference= 0.94

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	INF
A	11.0430	6	FF
A			
A	10.7739	6	OO
B	8.1745	6	CC
C	6.2552	6	FC

Anexo 19. Resultado del análisis estadístico del número de raíces reservantes no comerciales (NRRNC/parcela).

The SAS System

Class Level Information
Class Levels Values

BLOQUE 3 1 2 3
VAR 2 Ct Jn
INF 4 CC FC FF OO

Number of observations in data set = 24

Analysis of Variance Procedure
Dependent Variable: RNRNC

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
BLOQUE	2	9.796386	4.898193	2.90	0.0884
VAR	1	13.691078	13.691078	8.10	0.0129
INF	3	99.402976	33.134325	19.61	0.0001
VAR*INF	3	3.621705	1.207235	0.71	0.5595
Error	14	23.65345	1.68953		
Corrected Total	23	150.16559			

R-Square	C.V.	Root MSE	RNRNC Mean
0.842484	14.50287	1.2998	8.9625

T tests (LSD) for variable: RNRNC

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 1.689532
Critical Value of T= 2.14
Least Significant Difference= 1.1381

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	VAR
A	9.7178	12	Ct
B	8.2072	12	Jn

T tests (LSD) for variable: RNRNC

Alpha= 0.05 df= 14 MSE= 1.689532
Critical Value of T= 2.14
Least Significant Difference= 1.6096

Means with the same letter are not significantly different.

T Grouping	Mean	N	INF
A	10.8262	6	FF
A	10.6845	6	OO
B	8.5298	6	CC
C	5.8095	6	FC