

beans (*Phaseolus vulgaris* L.) J. Anor. Soc. Hort Sci.
105:583-591.

OCURRENCIA Y PROPIEDADES DE *Xanthomonas campestris* p.v. *phaseoli* Y
XANTHOMONAS PECTOLITICAS, EPIFITICAS EN MALEZAS.

Rosendo Angeles R. * y Anne K. Vidaver**

INTRODUCCION

Numerosos microorganismos patógenos de plantas tienen la capacidad de crecer en la superficie de plantas sanas sin causar síntomas visibles (14). Varias especies de bacteriosis fitopatógenas tienen una fase espezifita en sus hospederos u otras plantas, donde se multiplican y son la fuente de inóculo más probables para iniciar la enfermedad en los cultivos (8.22). Algunas bacterias pueden colonizar el frijol (*Phaseolus vulgaris*) y multiplicarse en forma epifítica en las hojas. Antes de producirse brotes de enfermedades (19).

El papel de las malezas en la supervivencia y diseminación de varias enfermedades bacterianas ha sido bien documentado (4,10,12,13,17,18). Así mismo, se ha reportado en clima templado cierta relación entre malezas comunes y *X.C. p.v. phaseoli*. (1,6,21). Fuertes infestaciones de malas yerbas son problemas frecuentes en la distintas zonas de cultivo de frijol en el mundo, particularmente en los trópicos. Se ha sugerido que las malezas, así como cultivos asociados tales como el maíz, podrían funcionar como importantes fuentes de inóculos del tizón común en regiones productoras de frijol en clima tropical y subtropical (1).

Xanthomonas atípicas pueden ser encontradas en la naturaleza asociadas con las plantas bajo diferentes condiciones. Ciertas *xanthomonas* han sido reportadas con actividad saprofiticas en yemas de manzanas (16). Otras han sido aisladas de fruto y vegetales con síntomas de podredumbres suaves (15). Las *xanthomonas* pectolíticas pueden ser patógenos oportunistas o sobrevivir epifíticamente sobre plantas cultivadas y malezas. Sin embargo, su posición taxonómica no ha sido definida (7).

OBJETIVOS

Este estudio es primero en examinar poblaciones de *X.c. p.v. phaseoli* y otras *xanthomonas* atípicas, que ocurren en forma natural en maleza asintomáticas, con el uso de un medio semiselectivo y muestreo de campos de frijol, en la República Dominicana.

* División Fitopatología, DFTO. Sanidad Vegetal, S.E.A. Rep. Dominicana
y ** DEPTO Fitopatología, Universidad de Nebraska, Lincoln, USA

MATERIALES Y METODOS

Muestreo y Aislamientos.

Un total de 77 muestras, incluyendo 21 especies de malezas, fueron colectadas al azar dentro de campos infectados de tizón común y en los alrededores aproximadamente de 2-10 m de los bordes en las localidades de San Juan (Región Sureste), e Higuey (Región Este) y una semana después de la cosecha en Constanza (Región Norte) en la República Dominicana. En general, tres muestras de hojas fueron tomadas de cada especie de malezas, identificadas y transportadas a Lincoln, Nebraska, USA.

Los aislamientos fueron realizados añadiendo 10 ml de bufer (12.5 mm. K_2PO_4 + 10 mm $MgSO_4$, pH = 7.1) a 3-5 hojas en una funda plástica y agitando por 2 horas a 180 rpm. Para cada muestra se prepararon diluciones en serie de 10^{-1} - 10^{-3} y las poblaciones de bacterias fueron determinadas esparciendo 0.1 ml. de dilución del lavado foliar en la superficie de platos duplicados del medio semiselectivo MXP (3). Después de incubar las placas petri a 26°C por 2-3 días, se realizó el conteo de colonias amarillas características con hidrólisis de almidón. La purificación se realizó transfiriendo 3 veces 2 colonias aisladas a medio YDC (20) y luego se seleccionaron 132 aislamientos los cuales fueron conservados en medio YDC o NBY (20) a 4°C y también en glicerol estéril al 60% en bufer, a -20°C. cultivos representativos fueron liofilizados para ser mantenidos por períodos largos.

Pruebas de Patogenicidad

Plantas de frijol de la variedad Dark Red Kidney fueron cultivadas bajo condiciones de invernadero en 10 tarros, cada uno con dos plantas. A los 20 días las hojas fueron inoculadas con 89 aislamientos bacterianos provenientes de malezas colectadas en las localidades de San Juan e Higuey. Hojas trifoliadas de aproximadamente la misma edad en cada planta, fueron inoculadas usando el método de inoculación con puntas de micropipetas (A. Kumari, comunicación personal). Los síntomas se evaluaron a los 3.7 y 11 días después de la inoculación. Luego se realizó una segunda prueba en hojas de frijol utilizando 13 aislamientos provenientes de la localidad de Constanza.

Una tercera prueba fue realizada en legumbres de frijol usando el mismo método de inoculación. 74 aislamientos fueron inoculados en las legumbres de 10 plantas de 79 días de edad y la evaluación de los síntomas se hizo de la misma manera que en las pruebas precedentes. A los 21 días después de la inoculación, 24 legumbres de diferentes etapa de desarrollo fueron cosechadas individualmente para evaluar la presencia de bacterias en las semillas. De cada legumbre se tomaron de 3 a 5 semillas en forma aséptica y se colocaron en platos petri con medio NBY. La incubación se realizó a 26°C y el crecimiento de bacterias se evaluó hasta un máximo de 6 días.

Características Bioquímicas.

Para confirmar y ampliar la reacción de hidrólisis de almidón observada en el medio MXP, aislamientos seleccionados fueron cultivados en el mismo medio modificado con una cantidad doble de metil violeta 2B (60 ul/lt, solución al 1% en Etanol 20%) y metil verde (120 ul/lt; solución

acuosa al 1%). La reacción se observó directamente e inundando los platos con solución de Lugol al 10% a los 3 días de incubación.

La producción de pigmento marrón "fuscans" (melanina) fue evaluada en aislamientos seleccionados sembrados en platos petri conteniendo medio B de King et al (11); así como en tubos de ensayos de 7.5 x 0.9 cm. con medio NBY sin glucosa ni Mg SO₄. (C. ISHIMARU, comunicación personal). Ambas pruebas se realizaron por duplicado.

La producción de enzimas pectolíticas por diferentes aislamientos bacterianos fue determinada en un medio de polipeptato de sodio y cristal violeta, CVP (20).

Cromatografía de Capa Fina del Pigmento Xanthomonadin.

El procedimiento usado fue una modificación del método de IREY y STALL (9). Se seleccionaron 17 aislamientos los cuales se cultivaron a 26°C en medio B King et al. A los 2 días las células bacterianas fueron colectadas y suspendidas en 1.5 ml. de metanol en tubos plásticos de 2 ml. de capacidad, provistos de tapas de rosca. La suspensión se hirvió a 90°C por 10 minutos en un modulo calentador Temp-block (Curtin Mantheson Scientific Inc. USA), luego se enfrió a temperatura ambiente. Después de centrifugar por 10 minutos a 1500 rpm en una centrifuga Eppendorf modelo 5413 (Brinkmann Instruments, Inc. Westbury, New York) para precipitar los desechos de células, el sobrenadante conteniendo la suspensión metanólica fue decantado y evaporado a 75°C 40-50 minutos hasta aproximadamente 1 ml.

Los extractos concentrados amarillos fueron enfriados a temperatura ambiente y luego colocados con una micropipeta de precisión de 100 ul (microlitros) usando gotas de 5 ul por muestras, sobre platos de vidrio acanalados para cromatografía de capa fina, cubiertas de gel de sílica 60, con 250 um (micrometros) de grosor y áreas preabsorbentes (Whatman International Ltd. Maidstone, Inglaterra).

Las gotas de los extractos se colocaron en cada canal a 5 mm debajo de la interface preabsorbente y se secaron completamente antes de la separación con metanol. La Cámara se saturó previamente con el solvente. Las separaciones fueron realizadas a temperaturas ambiente y los valores R_f se midieron a partir de las interfaces de las áreas preabsorbentes de gel de sílica. Como control se usaron el pigmento xanthomonadin extraído del aislamiento A₆-LB 1 de X.c. *phaseoli* y el pigmento amarillo del aislamiento C9-1b1 de *Erwinia herbicola*.

RESULTADOS

Aislamientos y Poblaciones de Bacterias.

De un total de 77 muestras de malezas colectadas en las tres localidades, solamente 4 no produjeron algún crecimiento bacteriano en el medio semiselectivo MXP. Algunas colonias que crecieron en MXP no hidrolizaron el almidón, mientras otras no crecieron al ser transferidas a medio YDC. Colonias amarillas que hidrolizaban el almidón fueron principalmente seleccionadas para análisis posteriores.

Cuando los aislamientos seleccionados se transferían después de 2 días a 26°C, para mantenerlos a 4°C, se observó que los aislamientos que luego fueron identificados como no patogénicos en frijol, continuaban creciendo en medio YDC, mientras que los patógenos no crecían o tenían un crecimiento poco significativo.

La población promedio de *X.c. p.v. phaseoli* en 14 muestras de 8 especies de malezas osciló entre 10^3 - 10^5 CFU/ml del lavado foliar y la población de *xanthomonas* atípicas varió entre 10^2 - 10^6 CFU/ml (ver tabla I en apéndice).

Pruebas de Patogenicidad.

Los resultados de las pruebas de patogenicidad así como otras propiedades de los aislamientos seleccionados se muestran en la tabla II (apéndice). Al ser inoculados en hojas de frijol los aislamientos patogénicos provenientes de malezas indujeron una pequeña mancha acuosa alrededor del punto de inoculación a los 3-4 días. A 7 días aproximadamente, se observó un ligero halo amarillento. Este halo se tornó amarillo intenso a los 10-11 días y rodeaba un centro color marrón pálido. Luego los tejidos alrededor del sitio de inoculación se tornaron totalmente necróticos. Alrededor de las 2 semanas, la zona amarilla se había expandido y cubría una área amplia alrededor del centro necrótico marrón.

Los aislamientos no patogénicos provocaron una respuesta incompatible débil en los tejidos de las hojas de frijol inoculados.

Las legumbres de frijol inoculadas con aislamientos fitopagénicos mostraron los síntomas típicos más temprano que las hojas. Alrededor de 3 días después de la inoculación, una mancha acuosa visible rodeaba el sitio de inoculación. Después de 7 días, la mancha se tornó más grande y adquirió un aspecto acuoso graciento.

En muchos casos, después de 10 días la mancha gracienta se diseminó sobre la superficie de la legumbre, dependiendo básicamente de la etapa fisiológica del fruto. Algunas veces se notó un color púrpura alrededor o mezclado con los síntomas de mancha acuosa gracienta.

Los aislamientos no patogénicos inoculados causaron una respuesta incompatible muy fuerte en los tejidos de las legumbres y la intensidad de la reacción aparentemente decrecía con la edad del fruto. A las 24 horas después de la inoculación, los tejidos reaccionaron con una coloración marrón. Alrededor de los 3 días, el área que circundaba el sitio de inoculación, presentaba un color marrón rojizo. Las legumbres más jóvenes mostraron manchas marrones oscuras con apariencia de podredumbre después de 11 días.

Todos los aislamientos patogénicos en las hojas fueron patogénicos en el fruto. En algunos casos se observó exudación bacteriana que salía del punto de inoculación. Siete legumbres con reacción de incompatibilidad presentaron exudado y solo un aislamiento patogénico produjo exudado en la legumbre inoculada.

Las semillas de dos de los nueve frutos seleccionados con reacción incompatible, produjeron crecimiento bacteriano en el medio NBY; mientras que las semillas de los siete frutos seleccionados inoculados con aislamientos patogénicos estaban infectadas externamente. En general, las legumbres verdes y en etapa de maduración tenían más semillas contaminadas con bacterias que las legumbres secas.

En resumen, de 102 aislamientos provenientes de 77 muestras de 21 especies de malezas, 22 aislamientos (22%) de 14 muestras de malezas de 8 especies fueron identificadas como *X.c. p.v. phaseoli* por su patogenicidad en hojas y frutos de frijol. La proporción de patogénicos con relación a los no patogénicos fue 1:3.6. La mayoría de los aislamientos patogénicos (91%) provenían de malezas coleccionadas dentro de campos infectados. Ninguno de los aislamientos de malezas colectados después de la cosecha en la zona de Constanza, causó síntomas en hojas de frijol.

Reacciones Bioquímicas.

La reacción de hidrólisis del almidón en el medio semiselectivo MXP, algunas veces puede ser difícil de distinguir. Sin embargo, los aislamientos de *X.c. p.v. phaseoli* y de otros *Xanthomonas* formaron una zona visible bien clara alrededor de las colonias en el centro de las placas petri después de 3 días, cuando se cultivaron en MXP con una cantidad doble de metil violeta y metil verde.

Los aislamientos de *X.c. p.v. phaseoli* provenientes de malezas no crecieron o tuvieron un crecimiento débil en el medio CVP, sin actividad pectolítica. Por el contrario, las *Xanthomonas* no patogénicas en frijol generalmente crecieron bien y mostraron actividad pectolítica positiva después de 48 horas. Las *xanthomonas* pectolíticas formaron concavidades bien notables sobre la superficie de Agar del medio CVP. Por otra parte, ninguno de los aislamientos bacterianos seleccionados produjo pigmento "fuscans" en el medio B de King et al, ni en el medio NBY modificado.

Producción del Pigmento Xanthomonadin.

Todos los aislamientos incluidos en la prueba, así como el control *X.c. p.v. phaseoli* A₆-LB₁, produjeron manchas características de Xanthomonadin con valores R_f de aproximadamente 0.45. El pigmento amarillo de *E. herbicola* C9-1B, tuvo un valor R_f de 0.78.

Los aislamientos provenientes de malezas tuvieron la tendencia de mostrar una segunda mancha en los canales de los platos de gel de sílica. Las manchas de xanthomonadin desaparecían a los pocos minutos al secarse los platos de gel de sílica.

DISCUSION

El medio semiselectivo MXP (3) fue una herramienta apropiada para el aislamiento de *X.c. p.v. phaseoli* y *xanthomonas* pectolíticas de malezas asintomáticas. Algunas veces, colonias blancas o amarillas sin hidrólisis de almidón crecieron en MXP. Otros aislamientos con colonias amarillas positivas para hidrólisis de almidón, aparentemente fueron

afectadas por algún componente del medio de cultivo, puesto que no pudieron ser resemebrados después de 2 meses mantenidos a 4°C.

Después de la purificación, el uso de una cantidad doble de tinte en MXP fue útil para confirmar y ampliar la evaluación visual de la reacción de hidrólisis de almidón. Una forma de diferenciar *X.c. p.v. phaseoli* de los aislamientos no patógenos en frijol, fue la habilidad de estos últimos para seguir creciendo en platos de YDC transferidos de 26°C a 4°C.

La inoculación de colonias bacterianas sin diluir con puntas de micropipetas fue adecuada para la prueba cualitativa de patogenicidad en frijol de aislamientos provenientes de malezas. El desarrollo de los síntomas del tizón común fue típico y se observó un 100% de correlación entre la patogenicidad en el follaje y las legumbres.

Las xanthomonas pectolíticas no indujeron síntomas de enfermedad en plantas de frijol. La respuesta de incompatibilidad observada en los frutos inoculados parece haber sido una reacción atípica de hipersensibilidad.

GITAITIS *et al* (7) encontraron igualmente xanthomonas pectolíticas epifíticas en malezas. La habilidad de estas bacterias para producir enzimas pectolíticas en la superficie foliar se desconoce. Ellas tienen el potencial de causar podredumbre de post cosecha en frutas y vegetales según lo reportado por LIAO y WELLS (15). La inducción de síntomas con apariencia de podredumbre en algunas legumbres jóvenes inoculadas con xanthomonas atípicas podría haber sido causada por la presencia de enzimas pectolíticas.

El medio B de King *et al* (11) es usado en forma rutinaria para la detección de *Pseudomonas* fluorescentes. Sin embargo, nosotros notamos la producción de un pigmento marrón en ese medio, producido por *X.c. p.v. phaseoli* "fuscans" aislamiento A₁O. La ausencia de pigmento marrón en medio B de King *et al* y NBY modificado sugiere que no se aislaron variantes "fuscans" de malezas asintomáticas. Quizas tales variantes se encuentran raramente como epifitas en malezas comunes en el trópico.

Las colonias de *Xanthomonas* spp son difícil de distinguir de otras bacterias que producen colonias amarillas en la mayoría de los medios de cultivo. Irey y Stall (9) reportaron que xanthomonadin, el pigmento de *Xanthomonas* spp, tenía un valor Rf de 0.42-0.49 y que otras bacterias amarillas no tenían un pigmento con ese valor Rf. igualmente, Gitaitis *et al* (7) encontraron valores Rf de 0.36-0.49 para xanthomonadin extraído con metanol de *Xanthomonas* pectolíticas amarillas. El valor RF. promedio de 0.45 encontrado en este estudio para *X.c. p.v. phaseoli* y otras xanthomonas epifíticas concuerda con ambos trabajos de investigación.

Las muestras de malezas colectadas dentro de campos infectados de tizón común, tenían más aislamiento patogénicos de *X.c. p.v. phaseoli* que las muestras que provenían del exterior de los campos o después de la cosecha. Esto sugiere que las malezas asintomáticas contaminadas dentro de campos de frijol, podrían contribuir a la diseminación secundaria de

la enfermedad, mientras que las malezas fuera de los campos parecen tener un papel de menor importancia como fuente de inóculo primario.

El hallazgo de 8 especies de malezas pertenecientes a 6 familias botánicas, las cuales pueden actuar como hospederos sin síntomas, indica claramente que otras especies potenciales adicionales podría sin dudas ser encontradas albergando *X.c. p.v. phaseoli* epífitas, si se realizan más muestreos.

LITERATURA CITADA

1. CAFATI, C.R. Y SAETTLER, A.W. 1980. Role of non-host species as alternate inoculum sources of *Xanthomonas phaseoli*. *Plant Disease* 64: 194 - 196.
2. CAFATI, C.R. Y SAETTLER A.W. 1980. Transmission of *Xanthomonas phaseoli* in seed of resistant and susceptible phaseolus genotypes. *Phytopathology* 70: 638-640.
3. CLAFLIN, L.F. VIDAVER. A.K. y SASSER, M. 1987. MXP a semi selective medium for *Xanthomonas campestris p.v. phaseoli* *phytopathology* 77: 730-734.
4. ELANGO, F.N. Y LOZANO, J.C. 1981. Epiphytic Survival of *Xanthomonas manihotis* on common weeds in Colombia. *Proc. Fifth Int. Conf. plant path, Bact. Cali, Colombia.*
5. ERCOLANI. G.L., HAGEDORN, D.J.; KELMAN, A. Y RAND, R.E. 1974. Epiphytic survival of *Pseudomonas syringae* on hairy vetch in relation to epidemiology of bacterial brown spot of bean in Wisconsin. *Phytopathology* 64:1330-1339.
6. GARDNER, M. W. 1924. a native weed host for bacterial blight of bean. *Phytopathology* 14:340.
7. GITAITIS, R.D.; SASSER, M.J.; BEAVER R.W., MCINNES, T.B. Y STALL, R.E. 1987. Pectolytic xanthomonads in mixed infections with *Pseudomonas syringae p.v. syringae*, *p. syringae p.v. tomato* and *Xanthomonas campestris p.v. vesicatoria* in tomato and pepper transplants. *Phytopathology* 77: 611-615.
8. HIRANO, S.S. y UPPER, C.D 1983. Ecology and epidemiology of foliar bacterial plant pathogens. *Ann Rev. Phytopathol.* 21: 243-269.
9. IREY, M.S. Y STALL, R.E. 1981. Value of Xanthomonadins for identification of pigmented *Xanthomonas campestris* pathovars *Proc. Fifth Int. Conf. Plant path Bact. Cali, Colombia.*
10. JONES, J.B.; POHRONEZNY, K.L.; STALL, R.E. Y JONES, J.P. 1986. Survival of *Xanthomonas campestris p.v. vesicatoria* in Florida on tomato crop residue, weeds, seeds and volunteer tomato plants. *Phytopathology* 76: 430-434.

- 11.KING, E.O.; WARD, M.K. Y RANEY, D.E. 1954. Two Simple media for the demonstration of Pyocyanin and fluorescein. Journal of laboratory and clinical medicine 44: 301-307.
- 12.LATORRE, B.A. y JONES, A.L. 1978. Survival and pathogenity to sour cherry of *Pseudomonas syringae* recovered from weeds and plant refuses. Phytopathology news 12: 137 (Resumen).
- 13.LAUB, C.A. Y STALL, R.E. 1967 an evaluation of *Solanum nigrum* and *Physalis minima* as suscepts of *Xanthomonas vesicatoria*. Plant Dis. Reprtr. 51: 659-661.
- 14.LEBEN, C. 1965.Epiphytic microorganisms in relation to plant disease. ann. Rev. Phytopathol. 3:209-230.
15. LIAO, C.H. y WELLS, J.M. 1987. Association of Pectolytic strains of *Xanthomonas campestris* with soft rots of fruits and vegetables at retail markets. Phytopathology 77: 418:422.
- 16.MASS, J.L.; FINNEY, M.M.; CIVEROLO, E.L. y SASSER, M. 1985. Association of an unusual strain of *Xanthomonas campestris* with apple. Phytopathology 75:438-445.
- 17.McCARTER, S.M.; JONES, J.B. GITAITIS, R.D. Y SMITLEY, D.R. 1983. Survival of *Pseudomonas syringae* p.v. tomato in association with tomato seed, soil, host tissue and epiphytic weed host, in Georgia. Phytopathology 73:1393-1398.
- 18.McCARTER-ZORNER, N.J.; HARRISON, M.D. FRANC, G.D.; QUINN, C.E.; SELLS, I.A. Y GRAHAM, D.C. 1985. Soft rot *Erwinia* bacteria in the rhizosphere of weeds and crop plants in Colorado, United States and Scotland. appl. Bacteriol. 59: 357-368.
- 19.MORRIS, C.E. Y ROUSE, D.I. 1982. Diversity of epiphytic bacterial communities on bean (*Phaseolus vulgaris*) leaves and pods based on nutrient utilization. Phytopathology 72: 936 (Resumen).
- 20.SCHAAD, N.(Ed.) 1980. Laboratory guide for identification of plant pathogenic bacteria. APS, St, Paul, Mn.70 pp.
- 21.SCRHUSTER, M.L. 1967. Survival of bean bacterial pathogens in the field and greenhouse under different environmental conditions. Phytopathology 57:830 (Resumen).
- 22.SCHUSTER, M.L. y COYNE, D.P. 1974. Survival mechanisms of Phytopathogenic bacteria. Ann. Rev. Phytopatol.12: 199-221.
- 23.WILLER, D.M. Y SAETTLER, A.W. 1980. Colonization and distribution of *Xanthomonas phaseoli*. and *Xanthomonas phaseoli* var. *fuscans*. Phytopathology 70: 500-506.

24. WELLER, D.M. Y SAETTLER, A.W. 1980. Evaluation of seedborne *Xanthomonas phaseoli* and *Xanthomonas phaseoli* var. *fuscans* as primary inocula in bean blights. *Phytopathology* 70: 148-152.

A P E N D I C E

Tabla I. Población de *X.c. p.v. phaseoli* y *Xanthomonas* atípicas en malezas, aisladas en MXP.

A. Localidades: San Juan de la Maquana.

Especie de Maleza	Familia	P. (Log. CFU/ml)	
		Xc pv phas.	Xanth. Atíp.
<i>Panicum maximum</i> (B)	Gramineae	NB	4.39
<i>Euphorbia heterophylla</i> (B)	Euphorbiaceae	NB	4.91
<i>Euphorbia heterophylla</i> (I)	Euphorbiaceae	NB	4.70
<i>Cleome viscosa</i> (B)	Capparaceae	NB	6.51
<i>Macroptilium lathyroides</i> (B)	Leguminosae	NB	4.58
<i>Lagascea mollis</i> (B)	Compositae	NB	5.47
<i>Lagascea mollis</i> (I)	Compositae	NB	4.90
<i>Rhynchosia minima</i> (B)	Leguminosae	4.80	5.78
<i>Aeschynomene americana</i> (I)	Leguminosae	4.56	4.38
<i>Cassia tora</i> (I)	Leguminosae	NB	5.07
<i>Parthenium hysterphorus</i> (I)	Compositae	NB	5.46

B. Localidad: Hiquey, R.D.

<i>Acanthospermum hispidum</i> (I)	Compositae	5.43	3.65
<i>Leptochloa filiformis</i> (I)	Gramineae	5.20	NE
<i>Leptochloa filiformis</i> (B)	Gramineae	NB	5.00
<i>Euphorbia heterophylla</i> (I)	Euphorbiaceae	3.22	NB
<i>Portulaca oleracea</i> (I)	Portulacaceae	3.77	5.10
<i>Echinochloa colonum</i> (I)	Gramineae	4.45	NB
<i>Borreria laevis</i> (B)	Rubiaceae	NB	3.83
<i>Eleusine indica</i> (B)	Gramineae	NB	3.71
<i>Malachra alceifolia</i> (B)	Malvaceae	3.51	4.76
<i>Malvastrum sp.</i> (B)	Malvaceae	NB	4.40
<i>Corchorus aestuan</i> (B)	Tiliaceae	NB	5.08

C. Localidad: Constanza, R.D.

<i>Portulaca oleracea</i> (DC)	Portulacaceae	NB	4.06
<i>Amaranthus sp.</i> (DC)	Amaranthaceae	NB	4.32
<i>Setaria sp</i> (DC)	Gramineae	NB	2.52
<i>Chenopodium album</i> (DC)	Chenopodiaceae	NB	NB
<i>Acanthospermum hispidum</i> (DC)	Compositae	NB	4.14

TABLA 2. Comprobación entre algunas propiedades de aislamientos seleccionados de X. C. p.v. *Phaseoli* y *Xanthomonas* atípicas aisladas de malezas.

<u>Características</u>	No. aislamiento probados	X. c.pv. <i>Phaseoli</i>	<i>Xanthomonas</i> atípicas
Colonias amarillas en YDC y MXP.	102	+ (22) ^b	+ (80)
Hidrolisis de Almidón en MXP	102	+ (22)	+ (80)
Patogenicidad en Hojas de Frijol.	102	+ (22)	- (80)
Patogenicidad en Legumbres	74	+ (22)	- (52)
Actividad Pectolítica en CUP	38	- (16)	+ (22)
Pigmento "fuscans" en NBY modificado y medio B de King et al.	44	- (22)	- (22)
Valor Rf de Aprox. 0.45	17	+ (11)	+ (6)

+ = Reacción Positiva

- = Reacción Negativa

a = Promedio de 2 platos de gel de silica

b = Los números en parentesis indican No. de aislamientos.

EVALUACION DE TRES FECHAS DE SIEMBRA DE SOYA (*Glycine max* L.) EN TRES LOCALIDADES, HONDURAS, C.A. CICLO 87-A

Aarón Aquiles Álvarez M.*

R E S U M E N

En la primavera de 1987 con el objetivo de determinar una fecha óptima y resolver el problema de disponibilidad de semilla en forma oportuna para

* Ingeniero Agrónomo, Ministerio de Recursos Naturales, Bo. San Francisco, El Progreso, Yoro, Honduras C.A.