

ESTUDIOS FISIOLÓGICOS DE LA ROYA DEL FRIJOL (*Phaseolus vulgaris* L.) CAUSADA POR EL *UROMYCES PHASEOLI* VAR. *TYPICA* ARTH. (*)

Por Jaime Vicente Rey G. y José Carlos Lozano T.

I.— INTRODUCCION

La producción agrícola mundial se ve constantemente reducida por el ataque de una gran variedad de enfermedades, que en forma constante merman la calidad y la cantidad de los productos cosechados. Dentro de los organismos fungosos causales de epifitotias o entitotias, se encuentra el grupo de los Uredinales, el cual incluye las especies comunmente conocidas con el nombre de royas, que en número aproximado de 1.500, son catalogadas como una de las principales causas del bajo rendimiento de numerosos cultivos.

Una de estas royas, la *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth., causante de la roya del frijol, ocupa primerísima importancia en este cultivo, por su amplia distribución geográfica y por la frecuente disminución en la producción y en la calidad del grano.

Si se tiene en cuenta que el frijol en nuestro medio, es un renglón básico en la alimentación y que día a día se demanda mayor, cualquier disminución en la producción repercute en los ingresos de los cultivadores y en la alimentación de nuestro pueblo.

En Colombia, la roya del frijol está ampliamente distribuida en todos los departamentos productores del grano. El ataque del patógeno es incrementado por la presencia de alta humedad relativa, siendo mucho mayor en las zonas y en períodos donde las lluvias son continuas. Bajo estas condiciones, la disminución en la producción ha alcanzado más del 40% en variedades susceptibles (Cardona, 7).

En el Valle del Cauca esta epifitotia ha alcanzado gran importancia en los últimos años, debido posiblemente al mayor uso de variedades susceptibles; ésto hace necesaria la obtención de variedades resistentes que reemplacen las comerciales actuales y disminuyan los riesgos de pérdidas en las cosechas, debidas a las royas. Con el presente estudio se busca el conocimiento de algunos aspectos fisiológicos de la enfermedad, como una contribución al logro de variedades resistentes.

(*) Tesis presentada como requisito parcial para optar al título de Ingeniero Agrónomo bajo la presidencia del Dr. Silvio Hugo Orozco a quien los autores expresan su gratitud.

Este trabajo, además de una revisión de literatura, incluye: pruebas de patogenicidad, métodos de inoculación, tiempo de exposición en cámara húmeda, período de incubación, influencia de la edad de las plantas en la susceptibilidad, reacción de algunas variedades de frijol, hospedantes susceptibles y reacción de variedades susceptibles al inóculo existentes en el Valle del Cauca para determinar posibles razas fisiológicas.

Este trabajo fue realizado en el Centro Nacional de Investigaciones Agrícolas Palmira, durante los años de 1959 y 1960.

II.— REVISION DE LITERATURA

A.— Susceptivos

Arthur, citado por Zaumeyer y Thomas (48), registra las siguientes especies de *Phaseolus* como susceptibles a la roya del frijol: *P. multiflorus*, *P. polystachyus* (L.) B. S. P., *P. sinuatus* Nutt., *P. acutifolius* var. *latifolius* y algunas variedades del *P. lunatus*. Fromme, después de varias investigaciones para averiguar posibles hospedantes del patógeno, encontró como tales al *P. adenanthus* G. Mey., *P. anisotrichus* Schlecht., *P. atropurpureus* Moc. & Sess., *P. coccineus*, *P. dysonphyllus* Benth., *P. lunatus*, *P. abvallatus* Schlecht., *P. polystachyus*, *retusus* Benth., además del *P. vulgaris* L. Sydow y Sydow, registran al *P. mungo* L. y al *Vigna sinensis* (Torner) Haask. como hospedantes (Zaumeyer y Thomas, 48).

Se cree que en el Valle del Cauca existen otros hospedantes de la enfermedad, además del frijol, siendo ellos los causantes de la producción de inóculo entre una cosecha y la siguiente.

B.— Susceptibilidad de las variedades

Según estudios histológicos sobre la manera como ocurre la infección de las hojas de frijol, las variedades comunmente observadas como resistentes a la enfermedad, son hipersensitivas, pues muere su tejido al ser invadido por el hongo antes de que ninguna espora haya sido producida; en cambio, en las variedades susceptibles, el tejido invadido del susceptible no es destruido por el hongo, sino que por el contrario estimula la expansión de éste en los tejidos sanos (Winger, 39).

Sempio y Caporali (32), determinaron que el alto grado de especialización del patógeno y su virulencia, parecen estar sujetos a la habilidad del hospedante para proveer el parásito de un estímulo continuo nutricional, a la ausencia de sustancias tóxicas al parásito en los tejidos de la planta, a la inhabilidad del hospedante para reaccionar al ataque del patógeno y también a la ausencia de antagonismo entre el patógeno y el hospedante, debido a la coexistencia de ambos.

Entre las variedades de frijol existentes, las volubles son más susceptibles al ataque de la roya que las arbustivas, llegándose a encontrar hojas de variedades susceptibles hasta con 2.000 pústulas en su limbo (Chupp, 8).

Harter, Andrus y Zaumeyer (16), registran como ligeramente susceptibles las variedades de frijol Bayo, Kedney White, Swedish Brown, Kedney Red, Eye Yellow, Large White Brown, Cambarry y como muy susceptibles, las variedades, Gewine Small White, Tepary y Robust.

Parris (25), estudió las variedades de frijol existentes en Hawaii con relación a la susceptibilidad y resistencia al ataque de la enfermedad, presentando una lista sobre las diferentes reacciones obtenidas.

En Colombia, líneas seleccionadas de las variedades Algarrobo, Uribe Redondo, Liborino y Sánchez, se ha mostrado sobresalientes por su resistencia a la roya, en comparación con variedades comunes. Se consideran como variedades resistentes al hongo, entre otras, las siguientes: Algarrobo, Uribe Redondo, Cauca 27A y México 53; como variedades susceptibles: Liborino, Estrada Rosado, México 25 y México 6. (Anónimo, 2; 3).

C.— Nombres, Historia y Amplitud de la Enfermedad.

En los países de habla española, la enfermedad se conoce con el nombre de "roya del frijol", a excepción de México, en donde se le denomina "chahuixtle". En los países de habla inglesa se le designa como "rut on bean".

La roya del frijol se conoce desde antes de la invención del microscopio compuesto e inclusive, años antes de que la fitopatología se estructurara como ciencia. Fue encontrada por primera vez en Alemania en el año de 1795 y desde entonces se ha registrado en la mayor parte del mundo; Africa (1923), Australia (1895), Bulgaria (1908), Canadá (1948), Chile (1943) China (1932), Formosa (Taiwan) (1928), Francia (1890), Guatemala (1937), India (1829), Italia (1930) Japón (1913), México (1929), Nueva Zelandia (1922), Islas Filipinas (1918), Puerto Rico (1950), Rumania (1930), Sur América (1902), Turquía (1947), Rusia (1903) y en las Indias Occidentales (1930) (Zaumeyer y Thomas, 48).

Townsend (33), denota la presencia de la enfermedad en Europa, Norte y Sur América; en los Estados Unidos, principalmente en Virginia, West Virginia, Tennessee, Georgia, Florida, Alabama, Louisiana, Texas, Colorado y California. Chupp (8), incluye además a los Estados de Nuevo México y Oregón.

En Colombia la enfermedad se presenta principalmente durante los períodos lluviosos, en el Valle del Cauca (Cardenosa é Ibarra, 6), Antioquia, Boyacá, Santanderes y en la Sabana de Bogotá (Anónimo, 3).

D.— Importancia Económica.

La roya del frijol, es considerada como una de las enfermedades más destructivas entre las que afectan este cultivo (Hebbeling, 17). Las pérdidas causadas por ella en los Estados Unidos son muy altas, llegando hasta un millón de dólares...

solo estado, tal como ocurrió en el de Colorado en 1942 (Zaunmeyer y Thomas, 48). Townsend (33), anota cómo las pérdidas por la enfermedad en ciertos condados de Florida han alcanzado, en promedio, del 40 al 80% de la producción esperada.

Cardona (7), registra pérdidas ocasionadas por el ataque de la enfermedad en las variedades siguientes: Sangreoro 44%, Higuerrillo 36%, Panameño 35%, Estrada Rosado 34%, Sánchez 22%, Liborino 15%, Uribe Redondo L-41 0% y Algarrobo L-102 0%, de donde deduce que la roya causa serias reducciones en los rendimientos de las variedades susceptibles.

E.— Sintomatología.

El hongo ataca principalmente a las hojas, pero también las vainas, tallos y generalmente todos los tejidos tiernos de la planta (Zaunmeyer y Thomas, 48).

La primera señal de la enfermedad en la planta, consiste en la aparición de pequeñas lesiones de color blanco o amarillento en el haz o en el envés de las hojas, de un tamaño entre 2 a 5 milímetros (Yerkes, Nierderhausen y Crispín, 45).

Yarwood y Morris (44), estudiaron la hipertrofia e hiperplasia en *Phaseolus* que podría causar el ataque del patógeno, habiéndose detectado la primera a las 12 horas después de la inoculación y no presentándose evidencia de la hipertrofia.

Las pequeñas lesiones de color blanco o amarillento se convierten en hinchazones a manera de ampollas y después de los 5 a 10 días de aparecidas, revientan dejando escapar una masa de color anaranjado rojizo compuesta por miles de esporas del hongo (uredosporas). Estas pústulas (soros) pueden rodearse de otras secundarias; si las condiciones de humedad continúan por un período de varias semanas, los soros aumentan de tamaño ocupando la mayor parte de la superficie foliar (Yerkes, Nierderhausen y Crispín, 45). El soro gradualmente se vuelve gris oscuro o negro cuando hay desarrollo de teleosporas, sucediendo esto solo en zonas subtropicales o en condiciones especiales de laboratorio. En el lado opuesto de la hoja, aparecen soros de color naranja que consisten en grupos de aecias parecidas a copas; en variedades resistentes, la lesión solo puede consistir en manchas necróticas (Walker, 34; Wolf y Wolf, 40).

F.— Etiología.

La roya del frijol es causada por el hongo *Uromyces Phaseoli* var. *typica* Arth. Pertenece al Phylum Eumycophyta. Clase Basidiomycetes, Sub-clase Hemibasidiomicetos, Orden Uredinales, Familia Pucciniaceae (Alexopoulos, 1)^{x, i}.

Reinking (27), registra como nombre original del hongo de la roya del frijol el de *Uredo vignae* Bres., que luego fue cambiado por el de *Uredo appendiculatus phaseoli* Pers. Zaunmeyer y Thomas (48), anotan que luego se le llamó *Puccinia phaseoli* Reb., nombre introdu-

cido por Rebentish. En 1880 Winter lo trasladó al género de los *Uromyces* y por último, Arthur estableció dentro de la especie la variedad *typica*. De acuerdo con el Código Internacional de Nomenclatura Botánica, el patógeno recibe el nombre de *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth.

Los cuerpos fructíferos del hongo están constituidos por aecias, uredos y telias. Las aecias, en forma de copas producen las aeciosporas; éstas son estériles, pero en condiciones especiales de temperatura y humedad pueden ser fértiles. Las aecias se originan a partir de esporidias, formadas como resultado de la germinación de las teleutosporas; las aeciosporas, después de su germinación, producen uredos con uredosporas o telias con teleutosporas. Los uredos pueden formarse a partir de uredosporas o de aeciosporas. Harter, Andrus y Zaumeyer, 16).

Las aeciosporas son elipsoideas, continuas, de 16 a 20 por 20 a 26 micras, con pared poco coloreada, ligeramente verrugosa y de 1 a 1,5 micras de espesor. Las uredosporas son globosas o elipsoideas, continuas, equinuladas, de tamaño entre 16 a 23 por 20 a 23 micras, con pared de color gris amarillento, con dos poros ecuatoriales o super-ecuatoriales de 1 a 5 micras de diámetro. Las teleutosporas son globosas o ampliamente elipsoideas, pediceladas, continuas, de 20 a 26 por 24 a 32 micras, lisas o con verrugas; el episporio es duro, de color castaño gris, de 3 a 5 micras de espesor y con una papila hialina sobre el poro (Walker, 34).

El hongo es macrocíclico, puesto que su ciclo de vida es largo, ya que produce varios tipos de cuerpos fructíferos, y autoico ya que completa todo su ciclo de vida en una sola especie de hospedero. Su micelia es bien desarrollado, septado, profusamente ramificado y dicariótico; crece intercelularmente, con formación de haustorios que penetran en las células parenquimatosas (Walker 34).

G.— Patogenicidad.

1.— **Ciclo Primario.** —De acuerdo con Zaumeyer y Thomas (49), el ciclo primario de la enfermedad se inicia a partir de la germinación de las teleutosporas que alcanzan a sobrevivir a través del invierno; éstas producen un promicelio, que a su vez originan cuatro esporidias o basidiosporas, las cuales son llevadas por el viento y depositadas en el patio de infección, representado por las hojas tiernas de las plantas de frijol.

Bajo condiciones favorables de humedad, las esporidias germinan y su micelio se establece en los tejidos parenquimatosos de la hoja afectada. Como resultado de esta infección, aparecen las aecias, en forma de copas, que producen gran cantidad de aeciosporas.

Las aeciosporas, diseminadas por el viento, caen a otras hojas en la misma planta o en otras plantas, germinan y producen los uredos que forman las uredosporas de color herrumbroso. Este es el estado de la enfermedad más comúnmente conocido.

2.— **Ciclo Secundario.**— Las uredosporas diseminadas por el viento caen a otras hojas e inician nuevas infecciones con la producción de más uredos y uredosporas. Hacia el final del período vegetativo de la planta, cesa la producción de uredosporas y se inicia la formación de teleutosporas en telias, de color marrón oscuro.

En los países con las cuatro estaciones, el hongo sobrevive la época invernal en forma de teleutosporas, de paredes gruesas, que son esporas sexuales de reposo. Al llegar la primavera, las teleutosporas que han permanecido en los desechos de cosecha provenientes de plantaciones enfermas, germinan y producen cada una cuatro esporidias o basidiosporas, iniciándose a partir de las infecciones producidas por ellas, el ciclo primario, tal como se describió antes.

En los Estados Unidos, el estado aecial se ha registrado particularmente en la región oeste, sin conocerse con certeza la causa de ello (Zaumeier y Thomas, 49).

En Colombia, el ciclo de la enfermedad, sólo incluye un tipo de esporas: las uredosporas. Estas constituyen el inóculo para los ciclos primario y secundario, ya que las condiciones ambientales de una estación de crecimiento a otra, no son tan severas como para disminuir su viabilidad; además, se ha encontrado que la maleza espontánea *Phaseolus lathyroides* L., tal como aparece en el Capítulo IV, es nodriza del patógeno.

A continuación, se presentan algunas experiencias registradas por varios autores sobre la inoculación, la incubación y la infección, efectuada con las uredosporas del patógeno.

Zaumeier y Thomas (48), registran inoculaciones con uredosporas en suspensión en agua destilada esterilizada sobre hojas, mantenidas luego en cajas de Petri con una solución de 1% de levulosa con adición de residuos verdes.

Harter, Andrus y Zaumeier (16), lograron buenos resultados, al inocular uredosporas suspendidas en agua destilada esterilizada, en proporción de 30 mm. de ellas por 10 cms³. de agua, manteniendo las plantas en invernadero.

Harter y Zaumeier (15), obtuvieron infección inoculando esporas con pincel de pelo de camello. Las esporas estaban suspendidas en agua destilada esterilizada; en las hojas viejas inoculadas, la infección ocurrió pero las pústulas no alcanzaron su máximo desarrollo.

Inoculaciones hechas en hojas de frijol en cajas de Petri, agregando soluciones azucaradas al 5% y esparciendo el inóculo con una brocha de pelo de camello, dieron buenos resultados (Dundas y Scott, 10).

Sempio (31), estudió la influencia de ciertos mono y disacáridos en el desarrollo del hongo inoculado en hojas mantenidas en cajas de

Patri, concluyendo en que si el caldo nutritivo tiene glucosa, levulosa y sacarosa, el ataque del hongo es fuerte; si aquel contiene galactosa, lactosa y xylosa, mannososa y maltosa, el ataque es moderado; si contiene arabinosa y sorbosa, el ataque es generalmente débil, y si agua solamente, es muy leve.

Yarwood (41), obtuvo buena infección al inocular las uredosporas por espolvoreo, con hojas jóvenes.

Townsend (33) y Cardenosa e Ibarra (6), afirman que el hongo no es diseminado por la semilla, pero sílo es por las labores de labranza, insectos, animales y principalmente por el viento, que transporta las uredosporas a grandes distancias.

Yarwood (42), estudió la germinación de las uredosporas en medios nutritivos con agar, agar y sacarosa, permanganato de potasio y otros. Naito y Tani (24), averiguaron la influencia de fitohormonas, a diferentes concentraciones, en la germinación de uredosporas de royas incluyendo la del frijol. Naito (23), determinó la influencia de la temperatura en la germinación de uredosporas del patógeno. En todas las anteriores pruebas se obtuvo desarrollo del tubo germinativo de las esporas sembradas.

La mayoría de las esporas pueden germinar y entrar en las hojas en un período de 8 a 10 horas, bajo condiciones favorables de humedad (Townsend, 33).

El punto de coloración amarillo, como mancha anular bajo la epidermis, es la primera evidencia de la infección en condiciones de invernadero y aparece del cuarto al quinto días después de la inoculación; a los 10 días, las pústulas abren (Harter, Andrus y Zaumeyer, 16). Sin embargo, Harter y Zaumeyer (15), afirman que los primeros síntomas de la infección aparecen a los 5 o 6 días de inoculada la planta y que el máximo desarrollo de las pústulas se realizan a los 14 días.

El grado de infección está dado por el número de pústulas que contiene cada hoja y el tamaño del soro. Los centros de infección pueden o no estar rodeados por áreas necróticas y llegar a desarrollarse anillos secundarios y terciarios de soros, más la presencia de ello está relacionada con la variedad de frijol y su susceptibilidad para la infección (Harter y Zaumeyer, 15).

Wei, citado por Gaumann (12), estudió la influencia de la edad de las hojas con relación a la intensidad de infección en buenas condiciones de incubación. Encontró en la variedad Valentine un porcentaje de infección del 56,5% en hojas inoculadas de tres días de desplegadas; un 21,3% en hijas de nueve días; un 0,6% en hojas de quince días y un 0,4% en hojas de 21 días.

El suministro de nutrientes no hace percibir ningún efecto en el tipo de infección y la relación entre la edad de la planta y su susceptibilidad al ataque del patógeno no existe (Wei, 38).

Marris (22), encontró que el desarrollo de pocas pústulas del patógeno al inocularse en variedades susceptibles era correlativo con la falta de infección, debido a la no infiltración de la hifa en la hoja.

Yarwood (43), determinó cómo al reinocular plantas ya inoculadas en segunda inoculación en partes cercanas a la primera, quizá debido a la falta de esporas reinoculadas.

Wei (38), establece en 1937 una escala convencional de calificación de la intensidad de ataque, trabajando con 50 variedades de frijol, y distinguió 5 tipos de infección basados en la necrosis, esporulación y otros factores relativos a la lesión.

Dichos tipos fueron:

Tipo 0: presencia de manchas de tamaño microscópico, manchas necróticas color marrón y sin depresión en el centro, ó largas áreas necróticas de forma circular y con depresión en el centro.

Tipo I: Usualmente con pequeñas esporas localizadas en el centro de los puntos necróticos.

Tipo X: Más que el tipo I de infección y capaz de producir otros tipos.

Tipo 2: Esporas pequeñas; lesiones con presencia o ausencia de anillo clorótico y formación de tenues soros secundarios.

Tipo 3: Esporas de tamaño medio y lesiones asociadas con halo clorótico principalmente en hojas jóvenes y vigorosas. Formación de soros secundarios principalmente a los 8 ó 10 días después de aparecer el primario.

Tipo 4: Esporas largas y formación de soros secundarios a los 6 u 8 días después de aparecer el primario.

Harter y Zaumeyer (15), posteriormente, realizaron una nueva escala convencional de clasificación de intensidad de ataque, basado en el tamaño de las pústulas al cabo de 14 días de la inoculación. La descripción de estos tipos de infección son:

Grado 0: Totalmente inmune. No hay lesiones ni evidencia de infección.

Grado 1: Manchas necróticas sin esporas que varían según la raza, pudiendo ser pequeñas y redondas, semejantes a la punta de una aguja o de forma angular y de tamaño diverso.

Grado 2 Difiere del anterior en que a pesar de que el soro es pequeño, hay presencia de esporas; los centros de infección pueden o nó estar rodeados por áreas necróticas.

Grado 3 a 10: Estos grados se diferencian sobre la base del tamaño de las pústulas que tienen esporas. Variedades con grados 3,4,5 y en menor extensión el 6, las considera como comercialmente resistentes; 7 y 8 como con algo de tolerancia y 9 a 19, muy susceptibles.

H.— Razas Fisiológicas.

Arthur (4), en 1929, sugirió la posibilidad de que existieron razas fisiológicas dentro del *Uromyces phaseoli* var. *typica*. Harter (14), demostró en 1935 la existencia de 13 razas mediante estudios realizados con material de varias partes de los Estados Unidos y Hawaii; igualmente determinó que entre dichas razas no existen diferencias morfológicas si no de reacción en los hospedantes diferenciales; también determinó la nó estabilidad geográfica de estas razas fisiológicas, puesto que pueden presentarse en un mismo año y una misma localidad, dos o más de ellas.

Harter y Zaumeyer (15), en 1941, determinaron 20 razas fisiológicas del hongo, mediante el empleo de 7 variedades diferenciales. Dichas razas encontradas, fueron denominadas con números de 1 al 20.

Waterhouse (36), encontró en Australia, en el año de 1948, la raza 2 y 17; además identificó una nueva que denominó 17A.

Weaver (37), empleando 7 variedades diferenciales de las usadas por Harter y Zaumeyer, determinó en 1949, otra nueva raza fisiológica. Fisher (11), identificó en 1951, 10 razas fisiológicas diferentes a las determinadas por Harter y Zaumeyer, que fueron obtenidas de material coleccionado en varios Estados de los Estados Unidos. Estas razas se enumeraron del 20 al 30 y para diferenciación de la 27, 28, 29 y 30, se usaron 2 variedades diferenciales, además de las que emplearon Harter y Zaumeyer.

En Maryland, Estados Unidos, se aislaron dos razas en 1951, que correspondieron a las razas 26 y 28 ya determinadas (Marcus, 18). En el Brasil, en el año de 1951, en las variedades diferenciales usadas por Harter y Zaumeyer y Fisher, sembradas en el campo, se identificaron 4 razas fisiológicas (Menezes, 19).

Sappenfield (28) y Miller (20), encontraron en 1952, una nueva raza denominada 31, en Nuevo México, en colecciones de frijól Pinto.

Según Burkholder (5), en el Estado de New York, una raza de *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth. existente en frijól guisante, aparece impotente para atacar otros frijoles que comunmente se cultivan en la región.

Zaumeyer (46), registra la presencia de una nueva raza de roya que se aisló de frijoles "snap" y que es altamente infecciosa en ellos, mas no ataca a otras variedades de frijól.

En Colombia se sospecha la existencia de pocas razas de roya en

atención a que éstas no se formarían sino por mutaciones, ya que el proceso sexual no ha sido posible comprobarlo y por lo tanto, si se presenta, es muy escaso (Cardeñosa e Ibarra, 6).

I.— Epifitología.

La infección de la roya es posible en cualquier localidad en donde se mantenga una humedad relativa del 95 al 100% por 8 a 10 horas, pero en humedades inferiores al 95% es muy rara su ocurrencia (Zaumeier y Thomas, 48).

La temperatura óptima para la germinación de las esporas es aproximadamente de 14.5°C., con límites de temperatura máxima de 34.5°C. y mínima de 1.8°. Una temperatura de 17 a 27°C. puede considerarse como óptima para el desarrollo del hongo (Harter, Andrus y Zaumeier, 16; Townsend, 33).

Wei (38), encontró que entre los 16° y los 18°C. no cambia el tipo de infección y además determinó cómo la luz es esencial durante el período de incubación para que se desarrolle el hongo.

Sempio (29), halló que después de establecido el hongo en los tejidos de la hoja, la humedad no afecta el desarrollo de la enfermedad. Estudió los efectos ocasionados por la temperatura, luz, humedad, CO₂, oxígeno, rayos ultravioleta y la presión, en el desarrollo del hongo.

La enfermedad sufre depresión cuando las plantas inoculadas se dejan en la oscuridad durante 3 días, debido a la necesidad que tiene el parásito de sustancias nutritivas y especialmente de carbohidratos en el período de esporulación (Sempio, 30).

Har y Forbes (13), afirman que oscuridad mejora la entrada del hongo al tejido y la luz ayuda al desarrollo de la infección.

Waters (35), asegura que la oscuridad y la baja temperatura tienden a suprimir el estado uredial del hongo y a favorecer la temprana formación del teleutosporas.

Uredosporas del patógeno almacenadas durante algún tiempo a una temperatura de menos 17°C., y utilizadas posteriormente como fuente de inóculo, pueden sufrir mutación y dar origen a razas diferentes a las que pertenecían (Dudas, 9).

III.— MATERIALES Y METODOS

A.— Pruebas de Patogenicidad.

Teniendo en cuenta que el *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth. es un parásito obligado (Minkevicius, 21), las pruebas de patogenicidad se llevaron a cabo, inoculado uredosporas recolectadas en campos infectados, mediante el método de aspersión (Harter y Zaumeier, 15 y Varwood 42), en plantas sanas de frijol, susceptibles

a la enfermedad. Después de la apertura de los uredos, obtenidos por la infección de la primera inoculación, se recolectaron las uredosporas que contenían, las cuales se usaron como inóculo para una segunda inoculación. Las esporas obtenidas de esta inoculación se emplearon en una tercera.

En el experimento se usó la variedad Antioquia 6 (Sangretoro) por ser ésta altamente susceptible a la roya; en cada prueba se inocularon tres plantas en cada una de 14 macetas, dejando 4 macetas como testigos.

En inóculo se colectó de hojas de frijol atacadas de roya, en diferentes plantaciones del Valle del Cauca. Las uredosporas de las hojas infectadas se tomaron por medio de una máquina neumática en sentido aspirante, tal como se observa en la Figura 1. Las uredosporas colectadas se guardaron en la nevera para preservar su viabilidad.

Las inoculaciones por aspersión se realizaron mediante la suspensión de uredosporas en agua destilada, en proporción de 30 mgr. de ellas por cada 10 cc. de agua, adicionando una a dos gotas de "Tween 20" por litro de suspensión, para lograr una mejor dispersión de las esporas en el medio líquido. El inóculo se atomizó sobre el haz y el envés de las hojas, a 10 libras de presión por medio de una máquina neumática en sentido impelente. (Figura 2).

Las plantas inoculadas permanecieron en una cámara húmeda durante 24 horas, con un 95 a 100% de humedad relativa. Dicha cámara tenía las siguientes dimensiones: largo 2 m., ancho 1.60 m., altura mayor 1.35 m. y altura menor 1 m.; estaba forrada interiormente con costales de fique y exteriormente con tela asfáltica. La alta humedad relativa dentro de la cámara era mantenida mediante el uso de una máquina neumática en sentido impelente, conectada por medio de una manguera a un atomizador con suministro continuo de agua. La humedad y temperatura fueron verificadas mediante el uso de un heliotermógrafo.

En las distintas inoculaciones se utilizaron macetas cónicas de barro corrido, con las siguientes dimensiones: diámetro mayor 16 cms., diámetro menor 6 cms. y altura 17 cms.; en cada una de ellas se sembraron 4 semillas de las variedades de frijol usadas.

Todas las plantas tratadas tenían 10 días de edad y las inoculaciones se hicieron en las hojas primarias. Las plantas usadas como testigo se asperjaron con agua destilada esterilizada.

Al efectuar cada inoculación, se desinfectaron los materiales empleados por medio de bicloruro de mercurio (HgCl₂) en solución acuosa al uno por mil.

B.— Métodos de inoculación.

Inoculaciones con uredosporas del patógeno fueron realizadas en

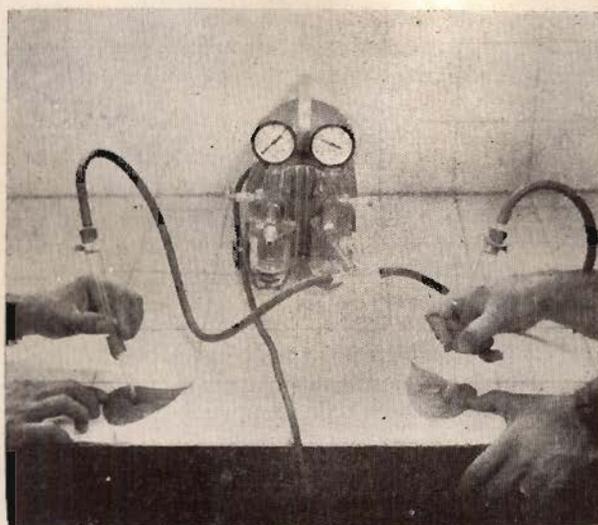


Figura 1.— Método empleado para tomar las uredosporas de las hojas infectadas, utilizando la máquina neumática.

Foto: M. T. Paredes.



Figura 2.— Método de inoculación por aspersión.

Foto: M. T. Paredes

plantas sanas en macetas, siguiendo los métodos de: aspersión, pelo de camello y espolvoreo, según Harter y Zaumeyer (15) y Yarwood (42), con incubaciones en cámara húmeda. Igualmente se efectuaron inoculaciones en hojas sanas dentro de cajas de Petri, por aspersión (Rawlins, 26), pelo de camello (Dundas y Scott, 10) y espolvoreo.

El método de inoculación por pelo de camello se efectuó cubriendo el haz y el envés de las hojas con una suspensión de esporas en agua destilada, mediante el uso de un pincel de pelo de camello. La concentración de esporas en el agua destilada, el período de invención en cámara húmeda y el porcentaje de humedad relativa, fueron iguales al método de aspersión.

Inoculaciones por medio de espolvoreo se realizaron, espolvoreando uredosporas sobre hojas no humedecidas y manteniendo las plantas tratadas a períodos de exposición en cámara húmeda y humedad relativa, iguales a los anteriores métodos de inoculación.

El experimento incluyó tres replicaciones para cada método, con un total de 7 macetas por replicación, dos de las cuales se dejaban como testigos, asperjándolas con agua destilada esterilizada. La variedad Valle 17 fue utilizada y las observaciones correspondientes fueron hechas después de 14 días de cada inoculación, teniendo en cuenta la presencia o ausencia de la enfermedad y la distribución de pústulas en el limbo de las hojas, en cada tratamiento.

Los métodos de inoculación por aspersión, pelo de camello y espolvoreo, igualmente se efectuaron en cajas de Petri, siendo similares a los antes descritos; pero, las inoculaciones se hicieron solamente en hojas, las que se lavaban previamente y luego de inoculadas se colocaban en cajas de Petri, descansando sobre dos porta-objetos sostenidos por dos pequeñas varillas de vidrio, para impedir la sumersión de las hojas en la solución nutritiva. Estas cajas contenían agua corriente durante las primeras 48 horas, que luego se cambiaba por una solución no esterilizada de azúcar comercial al 5%. Los peciolos de las hojas se cortaban a intervalos cada 24 horas y éstas se lavaban con agua destilada varias veces por semana, cambiando al mismo tiempo la solución azucarada. Las cajas de Petri permanecieron durante las primeras 36 horas dentro de una cámara húmeda pequeña, con alta humedad relativa.

Esta cámara húmeda, estaba forrada con costales de fique y tenía las siguientes dimensiones: largo 47 cms., ancho 30,5 cms. y alto 38 cms.; una manguera era conectada a un grifo por un extremo y el otro se hacía descansar sobre la cámara, para así obtener un suministro constante de agua y la obtención de una alta humedad relativa (100%) (Figura 3).

En esta prueba se realizaron tres replicaciones con un total de 7 hojas por replicación, teniendo dos testigos para cada una. Se usaron hojas primarias de la variedad Valle 17 a dos tercios de su crecimiento, una para cada caja de Petri, efectuando las observaciones correspondientes a los 14 días de hecha cada inoculación, teniendo en



Figura 3.—Cámara húmeda pequeña utilizada en los métodos de inoculación hechos en cajas de Petri.

Foto: M. T. Paredes.

cuenta la presencia o ausencia de la enfermedad y la distribución de pústulas en el limbo de cada hoja tratada.

C.— Tiempo de Exposición en Cámara Húmeda.

Se hicieron tres pruebas para la determinación del tiempo de exposición en cámara húmeda:

En la primera, se inocularon 52 macetas en total con un promedio aproximado de tres plantas para cada una. A partir de 0 horas de humedad relativa al 100% y con intervalos de 2 hasta completar 24 horas, se sacaban 4 macetas de la cámara húmeda por período y se llevaban inmediatamente a una cámara deshumedecedora que mantenía la humedad relativa al 50% y la temperatura a 27°C., en forma constante. Allí permanecían durante 48 horas contadas a partir de 1 hora en que se introducían las últimas 4 macetas.

Para la segunda prueba, se trataron 39 macetas con un promedio aproximado de dos plantas por cada una. El intervalo de horas de humedad relativa al 100% y el período de exposición en la cámara deshumedecedora fue igual a la primera prueba, más el número de macetas por período de humedad solo fue de tres.

La tercera inoculación se efectuó en 45 macetas, con un promedio aproximado de tres plantas por cada una. A partir de 4 horas de humedad relativa al 100% y con intervalos de 1 hora, se introducían en la cámara deshumedecedora 5 macetas, hasta completar 12, para permanecer allí por 48 horas .

La cámara deshumecedora tuvo por objeto conseguir una humedad relativa baja (50%) después de cada tratamiento, para evitar datos erróneos que podrían tenerse al conservar las macetas al ambiente, donde los porcentajes de humedad, sobre todo durante la noche, son muy altos. En este experimento, las inoculaciones efectuadas se llevaron a cabo por el método de aspersión y en plantas de la variedad Valle 17 (Híbrido Japonés). Las lecturas se realizaron a los 14 días de cada inoculación, teniendo en cuenta el número de plantas sanas, plantas afectadas y pústulas, por cada tratamiento.

D.— Período de Incubación.

Para la determinación del período de incubación del patógeno bajo condiciones de invernadero, se hizo una prueba preliminar que consistió en la inoculación por aspersión de 100 macetas, con una planta por cada una. A partir de 0 horas de humedad relativa al 100% y en grupos de 10 macetas, se fueron sacando de la cámara húmeda, con intervalos de 6, 12, 24, 36, 48, 60, 72, 84 y 96 horas. Desde el mismo día de la inoculación y hasta los 14 días, se efectuaron observaciones a cada grupo, anotando en ellas la presencia o ausencia diaria de infección. Para la prueba se usó la Línea 6, cruzamiento proveniente de Antioquia 6 por México 12.

Nuevas observaciones relativas a averiguar el período de incubación del patógeno en condiciones invernadero, se llevaron a cabo en todas aquellas inoculaciones realizadas en el presente trabajo, haciendo lecturas diarias a las plantas tratadas para averiguar el día de aparición de los primeros síntomas característicos de la enfermedad.

E.— Influencia de la Edad en la Susceptibilidad.

En la determinación de la influencia de la edad de las plantas en la susceptibilidad a la enfermedad, se sembraron cada 8 días cinco macetas, hasta obtener plantas de 72 días de edad máxima y 8 días mínima. Se hizo una inoculación total por aspersión, para luego hacer anotaciones sobre la intensidad de ataque a los 14 días. De la misma manera se hicieron dos repeticiones, usando en todo el experimento la variedad Valle 17, con un promedio aproximado de tres plantas por maceta. La intensidad de ataque se valoró, teniendo en cuenta el número de pústulas por hoja.

F.— Reacción de Variedades.

Con el fin de averiguar la reacción de algunas variedades nacionales y extranjeras, existentes en el Centro de Investigaciones Agrícolas Palmira, al ataque de la enfermedad, se inocularon por el método de aspersión 72 variedades de frijol. A los 14 días de realizada la inoculación, se hizo la lectura para cada variedad teniendo en cuenta los grados de intensidad de ataque presentados por Harter y Zaumeyer (15); basado en éstos, se elaboró la siguiente escala convencional con el fin de valorar la intensidad de ataque presentado en cada variedad:

Grados de intensidad de ataque**Calificación**

0,	1	y	2	Altamente resistentes
3,	4	y	5	Moderadamente resistentes
6	y	7		Susceptibles
8,	9	y	10	Altamente susceptibles

El experimento incluyó dos replicaciones con un total de 5 macetas para cada variedad y un promedio aproximado de tres plantas para cada maceta. Se usó la variedad Valle 17 como índice de efectividad de cada inoculación, debido a su comprobada susceptibilidad a la roya.

Esporas de la roya obtenida mediante las anteriores inoculaciones en *Phaseolus lathyroides*, se inocularon nuevamente en plantas de frijol (variedad Valle 17), empleando también el método de aspersión.

Cada tratamiento, para cada una de las dos anteriores inoculaciones, incluyó dos replicaciones con un total de 15 macetas y tres plantas cada una, por replicación. Se hicieron lecturas a los 14 días de verificada cada inoculación, teniendo en cuenta la presencia o ausencia de síntomas. En todas las pruebas para la determinación de posibles hospedantes susceptibles a la roya del frijol, se incluyeron testigos, asperjados con agua destilada.

H.— Determinación de Razas Fisiológicas.

Con el objeto de determinar las posibles razas fisiológicas del hongo causal de la roya del frijol existentes en el Departamento del Valle del Cauca, se inocularon por el método de aspersión las variedades diferenciales de frijol U.S. No. 3 No. 643, No. 650, No. 765, No. 780 y No. 814, usadas por Harter y Zaumeyer (15), no teniendo en cuenta la variedad diferencial No. 181 por considerarse innecesaria para tal fin, de acuerdo con la información por Zaumeyer (*). Además se emplearon las variedades diferenciales G. G. (Golden Gate Wates) utilizada por Fisher (11) y la Refugee. Se usó la variedad Valle 17 como índice para la observación de la efectividad de cada inoculación realizada.

Las esporas empleadas como inóculo, fueron colectadas de plantas infectadas en los cultivos de frijol del Centro Nacional de Investigaciones Agrícolas Palmira y en los Municipios de Miranda (Departamento del Cauca) y Cartago, Zarzal y Candelaria (Departamento del Valle del Cauca).

La prueba fue replicada en ocho ocasiones usando siempre 5 macetas por cada variedad, con un promedio aproximado de 3 plantas por cada maceta.

(*) Zaumeyer, W. J. Información sobre la determinación de razas fisiológicas. Department of Plant Pathology. U. S. Dept. of Agr. Beltsville, Maryland, U.S.A. Julio 6 de 1959 (Comunicación personal).

Se realizó una nueva prueba inoculando uredosporas tomadas del *Phaseolus lathyroides* L. en las variedades diferenciales, la que fue replicada en tres ocasiones usando 5 macetas por variedad, con dos plantas en promedio por maceta. Se usó igualmente la variedad Valle 17 y las inoculaciones se hicieron siguiendo el método de aspersión.

En las anteriores pruebas se hicieron lecturas a los 14 días de inoculadas las plantas, haciendo calificaciones según los grados anotados por Harter y Zaumeyer (15).

Para la determinación de las posibles razas, se compilaron los datos de todas las anteriores lecturas y se compararon con las tablas que para tal fin estructuraron Harter y Zaumeyer (15), Fisher (11) y Miller (20).

IV.— RESULTADOS Y DISCUSION

A.— Pruebas de Patogenicidad.

En las tres pruebas de patogenicidad efectuadas, todas las plantas inoculadas presentaron los síntomas de la enfermedad con más o menos igual intensidad de ataque, los que se evidenciaron inicialmente con la presencia de diminutos puntos amarillos por el haz y el envés de las hojas.

Entre los 8 y los 9 días después de cada inoculación, aparecieron sobre la epidermis de las hojas y a partir de los puntos amarillos, diminutos soros que fueron agrandándose hasta lograr su máximo desarrollo a los 14 días. Alrededor de cada soro se notaba la presencia de un halo clorótico que paulatinamente se iba agrandando y necrosando hasta unirse con los de las pústulas vecinas. A medida que se formaban los soros, las hojas se iban encrespando hasta secarse totalmente y luego caer. Las plantas tratadas como testigo, no presentaron ninguna evidencia de la enfermedad.

De las observaciones hechas al microscopio con el fin de averiguar las clases de esporas que podrían contener los soros y el inóculo recolectado, no se encontró otra clase diferente a uredosporas.

B.— Métodos de inoculación.

Los métodos de inoculación por aspersión, pelo de camello y espolvoreo, hechos en plantas en maceta y en hojas conservadas en cajas de Petri, fueron efectivos ya que todas las plantas y hojas tratadas presentaron la sintomología de la enfermedad.

En el método por aspersión tanto en plantas en macetas como en hojas en cajas de Petri se pudo apreciar una mejor distribución de las pústulas en el limbo de las hojas, puesto que en los otros dos métodos éstas se concentraban por zonas sin lograrse una infección pareja. Se considera que ésto pueda deberse a que la aspersión per-

mite una mejor distribución del inóculo en las hojas y por lo tanto una infección más uniforme.

En los métodos de inoculación por pelo de camello y espolveo tanto en plantas en macetas como en hojas en cajas de Petri se logró una menor infección. Estos resultados pueden atribuirse al hecho de que en la inoculación por pelo de camello, las esporas en su mayoría se adhieren al pincel y no a la superficie de la hoja al hacerse la inoculación. En el caso del espolveo los resultados pueden deberse a que no se calculó previamente la cantidad de inóculo a aplicar; por superficie de hoja.

Teniendo en cuenta estos resultados, puede concluirse que el método de inoculación por aspersión es mucho más sencillo, efectivo y práctico que los otros dos, pues por los métodos de pelo de camello y de espolveo, hay que efectuar la inoculación a cada hoja individualmente, en cambio por el método de aspersión se pueden asperjar en una planta todas sus hojas a un mismo tiempo. Cabe hacer notar además, que el método de inoculación por espolveo exige una mayor cantidad de uredosporas como inóculo y si se tiene en cuenta la dificultad de colectarlas, éste resultaría más dispendioso.

C.— Tiempo de Exposición en Cámara Húmeda.

Las dos primeras pruebas realizadas con el fin de determinar el tiempo de exposición de cámara húmeda óptimo para el desarrollo del patógeno, dieron resultados semejantes; éstos se presentan en la Tabla I. Analizando dichos resultados se puede notar cómo exposiciones de 0 horas hasta 6, con 100% de humedad, no son suficientes para asegurar la infección. A partir de 8 horas de exposición, el porcentaje de infección va aumentando desde un promedio del 60% hasta llegar a un 100%, con 12 horas de exposición en adelante.

En la primera prueba se observa que a las 20 horas de exposición el porcentaje de infección no alcanza al 100% si no que se presenta un pequeño descenso; ello se debió a que una planta no presentó infección, atribuible ésto a una posible falla en la inoculación.

Si se compara en las dos pruebas del promedio de pústulas, respecto a cada grupo de macetas con igual exposición de humedad relativa (100%), se observa que relativamente las fluctuaciones son muy bajas. A partir de las 12 horas, se obtuvo un promedio más o menos constante de pústulas para cada período de exposición en cámara húmeda. Entre 8 y 12 horas de exposición, se aprecia una fluctuación ascendente respecto al número de pústulas por planta, deduciéndose que el tiempo de exposición dentro de la cámara húmeda influyó en el número de pústulas.

Se realizó una tercera prueba con el fin de estrechar más los períodos de exposición en la cámara húmeda y así obtener resultados sobre la influencia de cada hora de exposición en las plantas inoculadas. Se partió de 4 horas de exposición, teniendo en cuenta que la infección no anareció sino después de las 6 horas en las dos

— TABLA I —

Tiempo de exposición en cámara húmeda necesaria para asegurar la infección con uredosporas de *Uromyces phaseoli* var *typica* Arth.

Primer prueba										
Tiempo de exposición (Horas)	Ptas. sanas	Ptas. enfermas	% de infección	Total de Pústulas		Segunda prueba			Total de pústulas	Pústulas por. Pta. (prom.)
				pústulas	por pta. (prom.)	Ptas. sanas	Ptas. enfermas	% de infección		
0	13	0	0,0	0	0	4	0	0,0	0	0
2	15	0	0,0	0	0	3	0	0,0	0	0
4	12	0	0,0	0	0	7	0	0,0	0	0
6	14	0	0,0	0	0	5	0	0,0	0	0
18	6	7	53,8	255	38	2	4	66,6	78	20
10	4	9	62,2	2.816	313	1	5	83,3	1.140	228
12	0	14	100,0	8.513	608	0	7	100,0	3.818	545
14	0	13	100,0	8.314	639	0	5	100,0	3.017	603
16	0	15	100,0	8.915	594	0	9	100,0	5.318	591
18	0	12	100,0	7.916	660	0	5	100,0	2.974	595
20	1	13	92,8	8.114	624	0	8	100,0	4.929	616
22	0	14	100,0	8.317	594	0	9	100,0	5.218	580
24	0	12	100,0	7.813	651	0	10	100,0	5.984	598

pruebas preliminares; solo se hizo una exposición máxima de 12 horas, puesto que se había comprobado igualmente que la infección después de este período de exposición era del 100%. Los resultados de esta tercera prueba de inoculación se presentan en la Tabla II.

Se observa que en esta prueba no hubo infección antes de las 6 horas de exposición; a partir de las 7 horas, el promedio de pústulas por planta fue aumentando e igualmente el porcentaje de infección, el cual alcanzó a las 11 horas un 100%; sin embargo, el promedio de pústulas por planta en este período de exposición fue inferior al obtenido después de las 12 horas, cuando se alcanzó un promedio casi igual a los ya establecidos en las dos pruebas anteriores. En la Figura 4 se presentan gráficamente estos resultados.

— T A B L A II —

Tiempo de exposición en cámara húmeda necesario para asegurar la infección con uredosporas de *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth. (Tercera Prueba)

Tiempo de exposición (horas)	Ptas. sanas	Ptas. enfermas	% de infección	Total de pústulas	No. de pústulas por planta (Promedio)
4	10	0	0,0	0	0,0
5	14	0	0,0	0	0,0
6	9	1	10,0	7	7,0
7	10	1	9,0	18	18,0
8	5	5	50,0	170	34,0
9	3	11	78,6	837	76,1
10	2	10	83,3	2.439	243,9
11	0	13	100,0	5.780	445,0
12	0	11	100,0	5.885	535,0

D.— Período de Incubación.

Los resultados del experimento encaminado a determinar el período de incubación del patógeno, se presentan en la Tabla III. Se puede observar en ella que la aparición de los primeros síntomas ocurre a partir del 5 y 6 día de efectuada la inoculación, cuando la exposición dentro de la cámara húmeda fue de 12 horas o más; en exposiciones de 0 y 6 horas se observaron los primeros síntomas en unas pocas plantas, pero solo después de los 12 días de la inoculación, lo que hace suponer contaminación posterior a la inoculación artificial.

A solo 7 de las 10 plantas que estuvieron durante 96 horas dentro de la cámara húmeda, se les detectó infección, lo que puede atribuirse a la falta de luz durante el período de permanencia en la cámara, que trajo como consecuencia una disminución de los carbohidratos en el susceptible, la cual interfirió la esporulación del hongo.

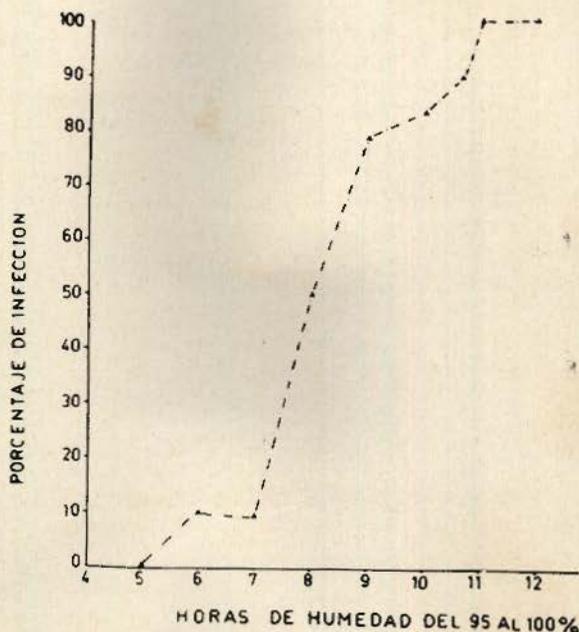


Figura 4.— Representación gráfica de los grados de infección que presentaron las plantas inoculadas y expuestas a diferentes períodos dentro de la cámara húmeda.

Foto: M. T. Paredes.

La aparición de los primeros síntomas entre el 5º y 6º día de efectuada la inoculación, fue corroborada además, por las observaciones hechas en todas las demás pruebas realizadas en el presente trabajo.

E.— Influencia de la Edad en la Susceptibilidad.

En los experimentos realizados para determinar la influencia de la edad en la susceptibilidad a la enfermedad, se pudo apreciar una igual intensidad de ataque tanto para aquellas plantas de 8 días como para las de 72, no encontrándose por lo tanto una relación entre la edad de las plantas y su susceptibilidad.

En cuanto a la edad de las hojas, se pudo observar que aquellas que tenían de 3 a 12 días de desplegadas, presentaban un mayor grado de infección, de acuerdo con el tamaño de las pústulas, que las de una edad mayor. En plantas que tenían de 16 días de edad y más, se observó una infección en los tallos tiernos, aunque en ínfima cantidad.

F.— Reacción de Variedades.

La reacción de las variedades nacionales y extranjeras inoculadas, se presenta en la Tabla IV; en ésta se puede apreciar una am-

— T A B L A III —

Determinación del periodo de incubación a diferentes intervalos de exposición en cámara húmeda.

Tiempo de exposición (horas)	Aparición de los primeros síntomas (días)													
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
0	4(*)
6	1	4	4
12	3	6	9	9	9	9	9	10	10	10
24	8	10	10	10	10	10	10	10	10	10
36	9	10	10	10	10	10	10	10	10	10
48	8	10	10	10	10	10	10	10	10	10
60	6	9	9	9	9	9	9	9	9	9
72	4	10	10	10	10	10	10	10	10	10
84	5	10	10	10	10	10	10	10	10	10
96	3	7	7	7	7	7	7	7	7

(*) Número de plantas enfermas.

plia gama de reacción, que va desde variedades resistentes hasta altamente susceptibles.

Las variedades extranjeras, seleccionadas por su alta resistencia al ataque de enfermedades y las cuales se utilizan en el Centro Nacional de Investigaciones Agrícolas Palmira como material genético en la obtención de variedades mejoradas de frijol, son en su mayoría, de acuerdo con los resultados de la Tabla IV, resistentes a la roya.

Las variedades nacionales casi en su totalidad se pueden calificar como susceptibles o altamente susceptibles. Se hace notar cómo la variedad Diacol Nima, que antes se consideró moderadamente resistente, aparece ahora como altamente susceptible, posiblemente debido a la aparición d una nueva raza fisiológica.

G.— Hospedantes susceptibles.

De las cuatro malezas inoculadas con el fin de determinar si eran hospedantes susceptibles de la roya del frijol, solo el *Phaseolus lathyroides* L. dió resultados positivos, tal como se muestra en la Tabla V.

En la prueba preliminar, las variedades de frijol Antioquia 6, Antioquia 4 y Valle 17 fueron atacadas solo por la roya colectada en la maleza *Phaseolus lathyroides* L., obteniéndose un alto porcentaje de infección. La roya colectada de las otras tres malezas empleadas en el experimento (*Euphorbia glomelifera* (Milssp.) L. C. W. H., *Phaseolus speciosus* H. B. K. y *Centrosema pubescens* Benth.) no infectaron las variedades de frijol antes mencionadas. En la segunda prueba, la maleza *Phaseolus lathyroides* L. fue fuertemente atacada al inocularse con uredósporas colectadas en frijol, previamente infectado en la primera prueba. Las plantas de esta maleza presentaron síntomas iniciales similares a los observados en plantas de frijol, aunque éstos tardaron más en aparecer (8 a 10 días después de la inoculación; los soros aparecieron después de los 14 días de la inoculación y generalmente estaban rodeados por un anillo secundario de soros sin halo clorótico.

En la tercera prueba se obtuvo un alto porcentaje de infección en las plantas de la variedad Valle 17 inoculada. Los primeros síntomas aparecieron al igual que en la primera prueba a los 5 o 6 días de la inoculación y los soros tomaban su máximo tamaño a los 14 días. El grado de infección observado en esta prueba y en la primera fue de 3, pues eran pústulas pequeñas, sin ningún halo clorótico, tanto en el haz como en el envés; ello hace suponer que se trató de una raza fisiológica específica.

Al hacer observaciones al microscopio con el fin de comparar la morfología de la uresporas de la roya de *Phaseolus lathyroides* y la del frijol, no se estableció ninguna diferencia entre ellas.

Los testigos usados en el experimento, no presentaron síntomas de la enfermedad.

Calificación del grado de infección del *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth. en algunas colecciones de frijol nacionales y extranjeros existentes en el Centro Nacional de Investigaciones Agrícolas Palmira.

Nombre de las variedades		Grado de susceptibilidad de las variedades										Calificación
		0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	
Antioquia 4	1 prueba	2	12 (*)	AS**
(Panameño)	2 prueba	7	5	AS
Antioquia 6	1 prueba	3	6	..	AS
(Sangretoro)	2 prueba	5	6	..	AS
Antioquia 10	1 prueba	18	R ***
(Algarrobo)	2 prueba	14	R
Antioquia 12	1 prueba	13	R
(Moro)	2 prueba	14	R
Antioquia 19	1 prueba	4	2	MR ****
(Estrada Rosado)	2 prueba	6	3	3	MR
Antioquia 20	1 prueba	3	7	..	AS
(Pico de Oro)	2 prueba	5	5	6	AS
Antioquia 23	1 prueba	11	2	S *****
(Liborino)	2 prueba	12	4	S
Atlántico 1	1 prueba	6	R
(Ocañero)	2 prueba	6	2	R
Atlántico 6	1 prueba	13	R
(Ocañero)	2 prueba	8	R
Boyacá 4	1 prueba	9	1	R
(.....)	2 prueba	2	10	R
Boyacá 103	1 prueba	12	R
(Chiro o matero)	2 prueba	6	R

— T A B L A IV— (Continuación)

Calificación del grado de infección del *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth. en algunas colecciones de frijol nacionales y extranjeros existentes en el Centro Nacional de Investigaciones Agrícolas Palmira.

Nombre de las variedades		Grado de susceptibilidad de las variedades										Calificación	
		0	1	2	3	4	5	6	7	8	9		10
Brazil 2	1 prueba	7	3	R
(Feijao Pico de Oro)	2 prueba	10	R
Brazil 4	1 prueba	5	5	R
(Cumbimbo opaco)	2 prueba	2	2	3	R
Cauca 13	1 prueba	10	1	R
(Mata hambre amarillo)	2 prueba	6	4	R
Cauca 28	1 prueba	8	2	AS
(.....)	2 prueba	6	2	AS
Cauca 31	1 prueba	2	8	1	R
(Guarzo)	2 prueba	6	4	R
Cauca 47	1 prueba	9	R
(.....)	2 prueba	9	2	R
Costa Rica 1	1 prueba	12	R
(Frijol Portugués)	2 prueba	14	R
Costa Rica 2	1 prueba	9	4	R
(C.C.G.B. 44)	2 prueba	6	3	R
Cundinamarca 116	1 prueba	13	10	R
(Arbolito)	2 prueba	12	5	R
Ecuador 32	1 prueba	9	4	S
(Yunquilla)	2 prueba	9	8	S
Ecuador 334	1 prueba	8	2	..	AS
(Frijol Mantequilla)	2 prueba	11	AS

Calificación del grado de infección del *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth. en algunas colecciones de frijol nacionales y extranjeros existentes en el Centro Nacional de Investigaciones Agrícolas Palmira.

Nombre de las variedades		Grado de susceptibilidad de las variedades										Calificación	
		0	1	2	3	4	5	6	7	8	9		10
Huila 14	1 prueba	15	R
(Vendito)	2 prueba	13	R
Huila 21	1 prueba	12	2	R
(Cuarentano)	2 prueba	8	2	R
L. 0452	1 prueba	19	R
(Diacol Nutibara)	2 prueba	16	R
L. 02019...	1 prueba	9	8	AS
(Diacol Nima)	2 prueba	8	9	AS
Magdalena 3	1 prueba	2	11	R
(Cachaco)	2 prueba	10	R
México 11	1 prueba	9	R
(Var. 51-1)	2 prueba	8	2	R
México 12	1 prueba	12	1	1	R
(Var. 59-2)	2 prueba	10	5	R
México 18	1 prueba	..	5	R
(.....)	2 prueba	6	6	R
México 53	1 prueba	2	17	R
(Chiapas 10-3)	2 prueba	6	1	R
México 112	1 prueba	..	11	R
(Chiapas 2-A2)	2 prueba	1	13	R
México 114	1 prueba	..	9	R
(Chiapas 10-2)	2 prueba	1	11	R

— T A B L A IV— (Continuación)

Calificación del grado de infección del *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth. en algunas colecciones de frijol nacionales y extranjeros existentes en el Centro Nacional de Investigaciones Agrícolas Palmira.

Nombre de las variedades		Grado de susceptibilidad de las variedades										Calificación	
		0	1	2	3	4	5	6	7	8	9		10
México 116	1 prueba	14	R
Chiapas 3A)	2 prueba	10	1	3	R
México 120	1 prueba	4	6	R
(Chiapa 58-1)	2 prueba	3	9	R
México 122	1 prueba	12	R
(Chiapas 37)	2 prueba	11	R
México 254	1 prueba	14	1	1	R
(.....)	2 prueba	2	7	R
México 267	1 prueba	15	R
Jalisco 36-1)	2 prueba	9	4	R
México 276	1 prueba	16	3	R
(Jalisco 2A-2)	2 prueba	5	4	R
México 275	1 prueba	5	9	R
(Jalisco 32-2)	2 prueba	10	1	R
México 434	1 prueba	8	R
(QRO. 7-5)	2 prueba	10	R
México 435	1 prueba	2	8	2	R
(L. Luis Potosi 34A-10)	2 prueba	9	R
México 438	1 prueba	8	2	R
(T. A. B. 1A-2)	2 prueba	7	R
México 439	1 prueba	6	5	2	R
(Tab. 2-A-1)	2 prueba	7	4	2	R

Calificación del grado de infección del *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth. en algunas colecciones de frijol nacionales y extranjeros existentes en el Centro Nacional de Investigaciones Agrícolas Palmira.

Nombre de las variedades		Grado de susceptibilidad de las variedades										Calificación	
		0	1	2	3	4	5	6	7	8	9		10
México 440	1 prueba	11	R
(Trau. 78-1)	2 prueba	14	2	R
México 457	1 prueba	..	12	R
(Ver. 5)	2 prueba	2	8	R
México 459	1 prueba	12	3	1	R
(.....)	2 prueba	6	1	R
México 487	1 prueba	10	11	R
Nueña Plomo)	2 prueba	3	7	2	R
México 488	1 prueba	..	15	R
(.....)	2 prueba	8	6	R
México 492	1 prueba	9	5	R
(Guat. 25-1)	2 prueba	9	3	R
México 505	1 prueba	3	12	R
(Chiapas 189-B)	2 prueba	7	R
México 509	1 prueba	14	2	R
(.....)	2 prueba	6	2	R
Nariño 11	1 prueba	8	R
(Revoltura)	2 prueba	6	9	R
Nariño 25	1 prueba	..	12	R
(Mata Hambre)	2 prueba	17	1	R
Nariño 50	1 prueba	..	6	4	R
(Maní)	2 prueba	7	3	R

— T A B L A IV— (Continuación)

Calificación del grado de infección del *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth. en algunas colecciones de frijol nacionales y extranjeros existentes en el Centro Nacional de Investigaciones Agrícolas Palmira.

Nombre de las variedades		Grado de susceptibilidad de las variedades										Calificación	
		0	1	2	3	4	5	6	7	8	9		10
Perú 119	1 prueba	4	4	5	R
(.....)	2 prueba	1	6	R
Tolima 39	1 prueba	13	R
(Higuerillo)	2 prueba	1	..	7	R
Valle 17	1 prueba	4	13	AS
(Híbrido Japonés)	2 prueba	3	10	4	..	AS
Venezuela 39	1 prueba	15	1	R
(S-118)	2 prueba	16	R
Venezuela 42	1 prueba	2	13	R
(S-159)	2 prueba	12	2	R
Venezuela 43	1 prueba	3	10	R
(S-185)	2 prueba	2	11	R
Venezuela 44	1 prueba	6	3	R
(S-204)	2 prueba	8	1	R
Venezuela 45	1 prueba	6	9	R
(S-205)	2 prueba	7	4	R
Venezuela 52	1 prueba	14	1	R
(S-271)	2 prueba	16	R
Venezuela 53	1 prueba	6	8	R
(S-276)	2 prueba	9	R
Venezuela 54	1 prueba	10	3	R
(S-307)	2 prueba	7	4	R

Calificación del grado de infección del *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth. en algunas colecciones de frijol nacionales y extranjeros existentes en el Centro Nacional de Investigaciones Agrícolas Palmira.

Nombre de las variedades		Grado de susceptibilidad de las variedades										Calificación	
		0	1	2	3	4	5	6	7	8	9		10
Venezuela 57	1 prueba	11	R
(S-319)	2 prueba	8	R
Venezuela 63	1 prueba	2	3	5	R
(S-375)	2 prueba	9	2	R
Venezuela 72	1 prueba	14	1	R
(.....)	2 prueba	16	R
Venezuela 74	1 prueba	6	R
(S-467)	2 prueba	9	2	R
Venezuela 75	1 prueba	7	3	R
(S-470)	2 prueba	10	R
Venezuela 76	1 prueba	12	R
(S-478)	2 prueba	16	R

- (*) : Número de plantas
 ** : Plantas altamente susceptibles
 *** : Plantas resistentes
 **** : Plantas moderadamente resistentes
 ***** : Plantas susceptibles.

Esta maleza, espontánea y muy común en los cultivos del Valle, es conocida vulgarmente como "frijolillo de los arrozales". Su existencia en las plantaciones de frijol o en partes aledañas, hace suponer que sea una fuente de inóculo para los ciclos de la enfermedad y sirve de planta nodriza para el patógeno entre una cosecha y la siguiente.

H.— Determinación de razas fisiológicas

Las diferentes lecturas realizadas con el fin de determinar las posibles razas fisiológicas, que se obtuvieron al inocular las variedades diferenciales con esporas colectadas en diferentes plantaciones de frijol del Centro Nacional de Investigaciones Agrícolas Palmira y de otros lugares del Valle del Cauca, se agrupan en la Tabla VI, en la cual se muestran los distintos grados de infección observados.

Tomamos como base la Tabla antes mencionada y teniendo en cuenta los grados de intensidad de ataque para cada raza respectó a la variedad diferencial, según Harter y Zaumeyer (15), Fisher (11), Miller (20) y Sappenfield (28), se estructuró la Tabla VII, en la cual se expresa la infección en grados por variedad y que concuerdan con los de las distintas razas determinadas. De esta manera se logró establecer la presencia de las razas fisiológicas 10 y 28, teniendo en cuenta que la existencia de esta última está supeditada a si la variedad diferencial Refugee es la misma Z4 que usó Fisher en la determinación de esta raza, ya que ello no pudo comprobarse. Igualmente se anota que el grado 10 de infección en la variedad diferencial Refugee, fue muy esporádico y en un número de plantas muy reducido en relación a los otros grados observados.

Analizando los resultados de la Tabla VI, se observó que los grados de infección 2 en la U.S. No. 3, 0 en la No. 780, 0 y 2 en la No. 765, 1 en la No. 814, 3 en la G. G. y 0 y 3 en la Refugee, no concordaban con los de las razas fisiológicas 10 y 28, lo cual hizo pensar en la posible presencia de otra raza. Teniendo en cuenta que la variedad nacional Valle 17, usada como índice de efectividad en cada inoculación, se le observaron dos reacciones de intensidad de ataque, grados 8-9 y 3, y que este último se obtuvo siempre que se inoculaba con royo del hospedante *Phaseolus lathyroides* L., fue posible suponer que dicha raza estaba albergada en el mencionado hospedante. Basado en lo anterior se hicieron inoculaciones con roya colectada en *Phaseolus lathyroides* L. a las variedades diferenciales, obteniéndose los resultados que se presentan en la Tabla VIII.

Comparando los grados de infección presentados por las variedades diferenciales en la Tabla VII, con los de las razas ya conocidas, se observa la nó correspondencia con ninguno de ellas, lo cual hace suponer la existencia de una nueva raza que se denomina 32 y que es albergada por el hospedante *Phaseolus lathyroides* L.

Se puede observar que en la Tabla VIII, los grados 0 y 2 en la variedad No. 765, 1 en la No. 814 y 0 en la Refugee, no están considerados en las razas fisiológicas ya determinadas, pero como esta

Inoculación cruzada con roya del Phaseolus lathyroides L. en frijol.

Roya de Phaseolus lathyroides a frijol				Roya del frijol a Phaseolus lathyroides				Roya de Phaseolus lathyroides a frijol					
1a. Prueba		2a. Prueba		3a. Prueba		1a. Prueba		2a. Prueba		1a. Prueba		2a. Prueba	
P/M*	P.A.**	P/M	P.A	P/M	P.A	P/M	P.A	P/M	P.A	P/M	P.A	P/M	P.A
4	3	4	2	4	3	3	3	3	3	3	2	3	2
5	4	3	2	3	2	2	2	3	2	4	4	4	4
3	3	7	6	4	4	3	3	2	2	3	3	4	3
3	3	5	5	2	2	4	3	4	4	2	2	2	2
7	6	2	2	4	4	3	2	2	2	2	2	3	3
6	6	7	5	1	1	2	2	3	3	3	3	2	2
5	5	3	3	5	4	3	3	2	2	2	2	2	2
2	2	6	6	3	3	4	4	4	3	2	2	3	3
3	2	4	3	2	2	4	3	3	3	4	3	4	4
1	1	7	5	3	3	3	3	2	2	4	4	3	3
5	4	6	5	1	1
5	5	5	5	3	2
4	3	3	3
6	6	4	4
59	53	59	49	42	38	31	28	28	26	29	27	30	28
Porcentaje de infección para cada prueba													
91,5		83,0		90,4		90,3		96,4		93,1		93,3	

* Plantas por maceta

** Plantas afectadas

— T A B L A VI —

Grados de infección obtenidos en las variedades diferenciales inoculadas,

Variedad diferencial	Grado de infección										
	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
U.S. No. 3	38*	..	12	55
No. 643	75	40
No. 650	76	..	40
No. 765	12	89	8
No. 780	33	60	57
No. 814	118	7
G.G.	80	40
Refugee	5	75	22
Valle 17**	30	45	36	..

* Número de plantas a las que se les hizo lecturas.

** Variedad nacional usadas como índice de efectividad en las inoculaciones.

diferencia se presentó en número pequeño de plantas, se puede suponer esto sea debido a algún error de lectura.

En la Tabla IX, se presentan los grados de infección de las razas fisiológicas 10, 28 y 32, en las variedades diferenciales, donde se puede notar las diferencias entre ellas.

V. —CONCLUSIONES

De los resultados obtenidos en los experimentos sobre algunos aspectos fisiológicos de la roya del frijol, causada por el *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth., pueden deducirse las siguientes conclusiones:

1.— Mediante las pruebas de patogenicidad se demostró que las lesiones iniciales de la enfermedad, representadas por puntos cloróticos, aparecen después del quinto y sexto días de efectuada la inoculación; la formación de los uredos ocurre entre el octavo y noveno día, alcanzando éstos su máximo desarrollo a los 14 días después de la inoculación.

2.— Entre los métodos de inoculación ensayados (aspersión, pelo de camello y espolvoreo), el de aspersión con uredosporas suspendidas en agua destilada, tanto en plantas en macetas como en hojas en cajas de Petri, dió los mejores resultados.

3.— El mayor porcentaje de infección se obtuvo cuando las plantas inoculadas se sometieron a un período de exposición, dentro de la cámara húmeda, de 11 horas o más. Sin embargo, el número de pústulas desarrolladas después de este período de exposición, aumentó cuando las plantas se dejaron en la cámara húmeda durante 12 horas o más. No se observó...

— T A B L A VII —

Reacción de las variedades diferenciales al ataque del *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth., en el Valle del Cauca.

Variedad diferencial	Razas fisiológicas															
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16
U. S. No. 3	X	X	X	X
No. 643	X	X	..	X
No. 650	X
No. 765	X	X	X	X	X	X	X	X	..	X	..	X	X	..
No. 780	X	X	X	X	X	X	..	X	..	X	X	..
No. 814	..	X	X

Variedad diferencial	Razas fisiológicas															
	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	
U. S. No. 3	..	X	X	X	..	X	..	X	X	X	..	X	..	
No. 643	X	X	X	X	
No. 650	X	
No. 765	..	X	X	X	X	X	X	X	
No. 780	X	X	X	X	
No. 814	X	X	X	
G. G.	X	X	..	X	..	
Refugee	X	

aparición de las primeras lesiones ni el de las pústulas, cuando el período de exposición, dentro de la cámara húmeda, se prolongó por encima de las 12 horas.

4.— La edad de las plantas de frijol, no influye en su susceptibilidad a la roya; sin embargo, se observó que las hojas jóvenes presentan una mayor intensidad de ataque, que las maduras.

5.— Se observó una amplia variación en la reacción de las 72 variedades de frijol inoculadas con la roya, que va desde las resistentes hasta las altamente susceptibles. Las variedades de frijol extranjera se mostraron más resistentes, que las variedades nacionales.

6.— Se encontró que la maleza espontánea, comunmente llamada "frijolillo de los arrozales" (*Phaseolus lathyroides* L.), es un hospedante de la roya del frijol.

7.— Se estableció la existencia, en el Valle del Cauca, de la raza fisiológica 10 del *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth. Se determinó la presencia de una nueva raza del patógeno, a la cual los autores le asignan el número 32. Se creen en la posibilidad de que exista también la raza 28.

VI.— RESUMEN

En este trabajo se presentan un compendio bibliográfico sobre la roya del frijol, causada por el hongo *Uromyces phaseoli* var. *typica* Art. Mediante una serie de experimentos tendientes a estudiar algunos aspectos fisiológicos de la enfermedad, se obtuvieron las siguientes conclusiones:

Se pudo comprobar que la enfermedad presenta sus primeros síntomas entre el quinto y sexto día, después de la inoculación; los uredos se forman entre el octavo y noveno día, llegando a alcanzar su máximo desarrollo, a los 14 días. Se obtuvo infección al hacer inoculaciones por los métodos de aspersión, pelo de camello y espolvoreo, tanto en plantas en macetas como en hojas en cajas de Petri, observándose los mejores resultados con el método de aspersión. El mayor porcentaje de infección se obtuvo al exponer las plantas inoculadas, durante 11 horas o más, a una humedad relativa del 100%, pero el número de pústulas desarrolladas aumentó, cuando las plantas se expusieron por más de 12 horas. No se observó disminución en tiempo de aparición de las lesiones ni el de las pústulas, cuando la exposición a alta humedad relativa (100%), se prolongó por encima de las 12 horas. Además, se determinó; la no influencia de la edad de las plantas en su susceptibilidad; la reacción de 72 variedades de frijol, nacionales y extranjeras, al ataque del hongo y la presencia de un nuevo hospedante del patógeno, la maleza espontánea llamada comunmente "frijolillo de los arrozales" (*Phaseolus lathyroides* L.) Se estableció la existencia, en el Valle del Cauca, de la raza fisiológica 10 del *Uromyces phaseoli* var. *typica* Art.; la presencia de una nueva raza del patógeno, a la cual los autores le asignaron el número 32 y se cree en la posibilidad de que exista también la raza

— T A B L A VIII —

Grados de infección obtenidos en las variedades diferenciales de frijol, por inoculación con roya de *Phaseolus lathyroides* L.

Variedad diferencial	Plazas inoculadas	Grados de infección
U. S. No. 3	26	2/3*
No. 643	24	0
No. 650	27	1
No. 765	29	1
No. 780	26	0
No. 814	31	0
G. G.	30	3
Refugee	28	3
Valle 17**	32	3

* El primer número indica grado de infección por el haz; el segundo, grado de infección por el envés.

** Variedad nacional usada como índice de efectividad en la inoculación.

— T A B L A IX —

Grados de infección de las razas fisiológicas 10, 28 y 32, en las variedades diferenciales

Variedad diferencial	Raza 10 Grado	Raza 28 Grado	Raza 32 Grado
U. S. No. 3	3	0	2/3
No. 643	1	0	0
No. 650	2	0	2
No. 765	1	1	1
No. 780	1	2	0
No. 814	0	0	0
G. G.	..	0	3
Refugee	..	10	3
Valle 17*	8-9	8-9	3

* Variedad nacional usada como índice de efectividad en la inoculación.

SUMMARY

A literature review on bean rust, caused by *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth., is included in this work. Through several experiments designed for studying some physiological aspects of the disease, the following conclusions were obtained:

The first symptoms of the disease were shown in the fifth and the sixth days after inoculation; the uredia were produced in the

eighth and the ninth days reaching their maximum development fourteen days after inoculation. Infection was obtained when plants growing in pots and detached leaves in Petro dishes were inoculated using the spray, brush, and dust methods, but the best results were obtained by the spray method. The high infection percentage was obtained when the inoculated plants were exposed for 11 or more hours to a 100 per cent relative humidity, but the number of pustules increase when the plants were exposed for more than 12 hours to a 100 per cent relative humidity. The time for lesions and pustules to be shown was no shorter than 5 days even when the exposing time to a high relative humidity (100 per cent) was prolonged for more than 12 hours. The influence of plant age in susceptibility was determined; the reaction of 72 natives and foreign bean varieties to the attack of the fungus was studied, and the presence of a new host to the pathogen, the spontaneous weed of common name "frijolillo de los arrozales" (*Phaseolus lathyroides* L.) was also determined. The existence in the Cauca Valley of the physiological race 10 of the *Uromyces phaseoli* var. *typica* Arth. was proved; the presence of a new race of the pathogen was discovered, to which the authors gives the number 32. It is suspected that the race 28 is also present in the Cauca Valley.

BIBLIOGRAFIA CITADA

1. ALEXOPOULUS, C. J. —Introductory Mycology. New York, John Wiley. 482 p. 1952.
2. ANONIMO.— Segundo Informe Anual. Centro Nacional de Investigaciones Agrícolas. Revista Nacional de Agricultura (Colombia) 585: 16-21. 1954.
3. ———.— Cuarto Informe Anual. Centro Nacional de Investigaciones Agrícolas. Revista Nacional de Agricultura (Colombia) 614: 43-50. 1956.
4. ARTHUR, J. C.— The plant rusts (Uredinales). New York, John Wiley. 446 p. 1929.
5. BURKHOLDER, W. H.— Pea bean rust in New York State. Pl. Dis. Rept. 41: 1036. 1957 (Res: Rev. of Appl. Myc. 37: 567. 1958).
6. CARDENOSA, R. y A. IBARRA.— Problemas del cultivo del frijol en el Valle del Cauca. Granja Agrícola Experimental, Palmira (Colombia). 4 p. 1959 (Manuscrito no publicado).
7. CARDONA, C. A.— Líneas de frijol, resistentes a la roya, seleccionadas en la Estación Agrícola Experimental Tulio Ospina de Medellín. Medellín, Est. Agr. Exp. Comunicación interna. 16 p. 1958.
8. CHUPP, C.— Manual of vegetable-garden diseases. New York, McMillan. 647 p. 1925.
9. DUNDAS, B.— Mutation in bean rust uredospores in cold storage. Abs. in Phytopath. 38: 914. 1948.

10. DUNDAS, B. and G. W. SCOTT.— Physiologic strains of bean rust. *Phytopath.* **29**: 820-821. 1939.
11. FISHER, H. H.— New Physiologic races of bean rust (*Uromyces phaseoli typica*). *Pl. Dis. Rept.* **36**: 103-105. 1952.
12. GAUMANN, E.— Principles of plant infection. New York, Hafner. 543 p. 1950.
13. HAR, H. and I. L. FORBES.— The effect of light on the initiation of rust infection. *Phytopath.* **25**: 723. 1935.
14. HARTER, L. L.— Physiologic races of the fungus causing bean rust. *Phytopath.* **29**: 9. 1939.
15. ————— and W. J. Zaumeyer.— Differentiation of physiologic races of *Uromyces phaseoli typica* on bean. *Jour. Agr. Res.* **50**: 737-759. 1935.
16. —————, G. F. ANDRUS and W. J. ZAUMEYER.— Studies on bean rust caused by *Uromyces phaseoli typica*. *Jour. Agr. Res.* **50**: 737-759. 1935.
17. HUBBELING, N.— Ziekten en Beschadigingen van Bonnen. *Med. Inst. Plziektk. Onderz. Wageningen* **83**: 80. 1954 (Res: Rev. of Appl. Myc. **34**: 567. 1955).
18. MARCUS, C. P., Jr.— A new physiologic race of rust (*Uromyces phaseoli typica*) causing losses to bean in Maryland. *Phytopath.* **42**: 342. 1952.
19. MENEZES, O. B. de.— Identificacao da 4 racas fisiológicas da ferrugem do feijoeiro (nota preliminar). *Dusenya* **3** (4): 209-312. 1952. (Res: Biological Abst. **27**: 4861. 1953).
20. MILLER, P. R.— Plant disease situation in the United States. *FAO Pl. Prot. Bul.* **2** (10): 148-150. 1954 (Res: Rev. of Appl. Myc. **34**: 138. 1955).
21. MINKEVICIUS, A.— Untersuchungen über den Einfluss der Narkose auf die Pilzempfanglichkeit der Pflanzen. *Phytopath. Zeitschr.* **5** (2): 99-152. 1934. (Res: Biological Abst. **9**: 6602. 1935).
22. MORRIS, C.— Increased resistance to bean rust associated with water infiltration. *Phytopath.* **41**: 937. 1951.
23. NAITO, N.— On the influence of temperature to germination of uredinospore of *Uromyces appendiculatus* (Pers.) Fr. parasitic on bean. *Kagawaken Agr. Coll. Tech. Bul.* **1** (3): 14-17. 1951 (Res: Rev. of Appl. Myc. **32**: 165. 1953).
24. ————— and T. TANI.— On the influence of phytohormones on germination of uredospores of rust fungi. *Kagawaken Agr. Coll. Tech. Bul.* **2**: 167-177. 1951 (Res: Rev. Appl. Myc. **31**: 72. 1952).

25. PARRIS, G. K.— The plant diseases reporter, October 15 and November 1 and 15. 1938. Pl. Dis. Rept. 22: 379-392. 1938 (Res: Biological Abst. 13: 15889. 1939).
26. RAWLINGS, T. E.— Phytopathological and botanical research methods. New York, John Wiley. 156 p. 1933.
27. REINKING, O.— Philippine plant disease. Phytopath. 9: 132 1919.
28. SAPPENFIELD, W. P.— A new physiologic race of rust (*Uromyces phaseoli typica*) from New México. Pl. Dis. Rept. 38: 282. 1954 (Res: Rev. of Appl. Myc. 33: 608. 1954).
29. SEMPIO, C.— Primo contributo alla conoscenza dell'azione ascitata vari fattori ambientali su alcune malattie parassitarie di piante coltivate. Riv. Patol. Veg. 28 (7-8): 241-251. 1938 (Res: Biological Abst. 13: 5004 1939).
30. ————. — Influenza della luce e dell'oscurità sui principali periodi del parassitamento. Studio condotto su alcune malattie fungine piante coltivate. Riv. Patol. Veg. 29 (1-2): 1-69. 1938 (Res: Biological Abst. 13: 17822. 1939).
31. ————. — Influenza di alcuni glucide isomeri sullo sviluppo della cuggine del fagiolo e di altre malattie fungine. Riv. Biol. (Reprinted) 34: 7. 1942 (Res: Rev. Appl. Myc. 28: 350. 1949).
32. ———— and L. CAPORALI.— L' *Uromyces appendiculatus* sul fagiolo e su altre specie: virulenza e specificizzazione. Ann. Fac. Agr. Perugia 13: 233-277. 1958 (Res: Rev. Appl. Myc. 38: 345. 1959).
33. TOWNSEND, C. R.— Diseases of bean in southern Florida. Gainesville, Florida. Agr. Exp. Sta. Bul. 336: 23-31. 1939.
34. WALKER, J. C.— Diseases of vegetable crops. New York, Mc Graw Hill. 529 p. 1952.
35. WATERS, C. W.— The control of teliospore and urediniospore formation by experimental methods. Phytopath. 18: 163-185. 1928.
36. WATERHOUSE, W. L.— Australian rust studies. XIII. Specialization of *Uromyces phaseoli* (Pers.) wint in Australia Proc. Linn. Soc. N. S. W. 78 (5-6): 226-232. 1953 (Res: Rev. of Appl. Myc. 34: 425. 1955).
37. WEAVER, L. O. and C. P. MARCUS, Jr.— A new strain of rust caused losses to bean on the eastern shore of Maryland (in 1949). Pl. Dis. Rept. 33: 483-484. 1950 (Res: Biological Abst. 25: 18454. 1951).
38. WEI, C. T.— Rust resistance in the garden bean. Phytopath. 27: 1090-1105. 1937.
39. WINGAR, S. A.— Host-parasite relationship in bean rust. Phytopath. 25: 39. 1935.

40. WOLF, F. A. and F. F. WOLF.— The fungi. New York, John Wiley. 438 p. 1947.
41. YARWOOD, C. E.— Relation of misture to infection with some downy mildews and rust. *Phytopath.* **29**: 933-940. 1939.
42. —————.— Germ tube growth of some obligate parasites on agar media. *Abs. in Phytopath.* **38**: 920. 1948.
43. —————.— Mechanism of acquired immunity to plant rust. *Proc. Nat. Acad. Sci. Wash.* **40**: 374-377. 1954 (Res: *Rev. of Appl. Myc.* **33**: 574. 1954).
44. ————— and C. MORRIS.— Hypertrophy from the uredial stage of bean rust. *Bot. Gaz.* **112**: 294-300. (Res: *Biological Abst.* **25**: 35020. 1951).
45. YERKES, W. D., J. S. NIERDERHAUSEN and A. CRISPIN.— Enfermedades del frijol en México. México, Sec. de Agr. y Ganadería. Ofic. de Estudios Especiales. Folleto de divulgación 15: 20-22. 1954.
46. ZAUMEYER, W. J.— A new race of beans rust in Maryland. *Pl. Dis. Rept.* **44**: 459-462. 1960.
47. —————.— and L. I. HARTEH.— Inheritance of resistance to six physiologic races of bean rust. *Jour. Agr. Res.* **63**: 599-662. 1951.
48. —————.— and H. R. THOMAS.— A monographic study of bean diseases and methods for their control. U.S.D.A. Tech. Bul. 868. 34-42. 1957.
49. —————.— Field diseases of bean and lima beans. U.S.D.A. Yearbook 1953: 393-400. 1953.
-