
**ESTADOS ANAMÓRFICOS DE *CLAVICEPS AFRICANA* Y *CLAVICEPS FUSIFORMIS*
(ASCOMYCETES, CLAVICIPITACEAE) ASOCIADOS A DIFERENTES PASTOS EN TAMAULIPAS,
MÉXICO**

FELIPE SAN MARTÍN ¹

PABLO LAVÍN ¹

AMPARO GARCÍA ² Y

GALIA GARCÍA ²

¹ Biodiversidad Tamaulipeca A. C., Sierra Hermosa # 617 Frac. Villa Real, Cd. Victoria, Tamaulipas 87010, México.

² Instituto Tecnológico de Cd. Victoria, Ap. Postal # 175, Cd. Victoria, Tamaulipas 87050, México

ABSTRACT

ANAMORPHIC STATES OF *CLAVICEPS AFRICANA* AND *CLAVICEPS FUSIFORMIS* (ASCOMYCETES, CLAVICIPITACEAE) ASSOCIATED TO DIFFERENT GRASSES IN TAMAULIPAS, MEXICO. Rev. Mex. Mic. 13: 52-57 (1997). The sphacelium states of *Claviceps africana* and *C. fusiformis*, fungi associated with the sugary disease of sorghum and the agalactia of sows, respectively, are described and illustrated. Besides *Sorghum bicolor* (sorghum), *S. halepense* (Johnson grass) and *Dichanthium aristatum* (Angleton grass) are parasitized by *C. africana*. The epidemiological importance of the Johnson grass and Angleton grass, as possible inoculum reservoirs in sorghum fields, is discussed. *Claviceps fusiformis* was found on *Cenchrus ciliaris* (buffel grass), its expected host. For the anamorphs of *Claviceps* spp. reported to Mexico so far, a key is provided.

Key words: *Cenchrus*, *Claviceps*, *Dichanthium*, *Sorghum*, *Sphacelia*.

RESUMEN

Se describe e ilustra el estado esfacélico de *Claviceps africana* y de *C. fusiformis*, hongos de asociados con la enfermedad azucarada del sorgo y de la agalactia de las cerdas, respectivamente. Además de *Sorghum bicolor* (sorgo), *C. africana* parasita a *S. halepense* (zacate Johnson) y a *Dichanthium aristatum* (zacate Angleton). Se discute la importancia epidemiológica del zacate Johnson y del zacate Angleton, como posibles reservorios de inóculo en campos donde se siembra sorgo. *Claviceps fusiformis* se encontró en el hospedante esperado, *Cenchrus ciliaris* (zacate buffel). Se provee una clave para los anamorfos de *Claviceps* spp. detectados en México al presente.

Palabras clave: *Cenchrus*, *Claviceps*, *Dichanthium*, *Sorghum*, *Sphacelia*.

Introducción

La enfermedad azucarada del sorgo o ergot del sorgo, incitada por *Claviceps africana* Frederickson, Mantle y De Milliano, ocasiona cuantiosas pérdidas del cultivo, pues al atacar ovarios lo que resulta en lugar de grano son estructuras fúngicas (Frederickson *et al.*, 1991); el patógeno se disemina anemófilamente a grandes distancias por medio de conidios secundarios (Frederickson *et al.*, 1989), y los sorgos híbridos,

principalmente machos estériles de la F1, son altamente susceptibles (Bandyopadhyay *et al.*, 1996).

La anomalía fue originalmente vista en su estado anamórfico o de esfacelio en la India (McRae, 1917). En 1924 fué observada en Kenia (registro IMI No. 93464), en Uganda en 1926 (registro IMI No. 14170) y en Tanzania en 1949 (Wallace y Wallace, 1949). En 1953 se reportó de Sudáfrica (Doidge *et al.*,

1953), en 1955 de Nigeria (registro IMI No. 62801) y en 1965 de Zambia (Angus, 1965). En Botswana fue detectada en 1974 (Molefe, 1975), en Etiopía en 1976 (registro IMI No. 225570), en Mozambique en 1984 (Bandyopadhyay *et al.*, 1996) y en Zimbawe la presencia de ergot se confirmó en 1986 (De Milliano *et al.*, 1991). En 1995 se encontró *Claviceps africana* en campos de sorgo de Brasil (Reis *et al.*, 1996); al principio de 1996 se encontró en Uruguay, Paraguay, Argentina y Bolivia, y para fines de ese año la enfermedad estaba presente en Honduras, Venezuela, Colombia, República Dominicana y Puerto Rico (Odvody, 1997).

En febrero de 1977, el primer autor diagnosticó a *Sphacelia sorghi* McRae (teleomorfo = *C. africana*) en *Sorghum bicolor* (L.) Moench procedente del ejido Los Aztecas, municipio de El Mante, Tamaulipas, y en marzo 26 del mismo año, el hongo fue hallado en Progreso, Texas (G. Odvody, com. pers.) en el mismo hospedante.

El impacto de la enfermedad en las casi 800 000 ha de sorgo que se siembran en Tamaulipas dependerá, en última instancia, de su establecimiento epifítico en hospedantes colaterales (como los que aquí se reportan asociados al patógeno), de las medidas culturales que desde ahora tomen los productores para eliminar dichos hospedantes y de las condiciones climáticas que prevalezcan cuando el cultivo se encuentre en fase de antesis.

Una revisión de la literatura pertinente arrojó la aparente ausencia en el norte de México de *Claviceps fusiformis* Loveless, patógeno de *Cenchrus ciliaris* L. (zacate buffel) y de *Pennisetum glaucum* (L.) R. Br. (mijo perla) en el sur de Rodesia (Loveless, 1967). La enfermedad, aunque no reportada como catastrófica en mijo perla, resulta importante en sanidad animal, dado que en cerdas alimentadas con grano contaminado, produce la enfermedad denominada agalactia, caracterizada por evitar en las marranas la formación de glándulas mamarias, con la consiguiente muerte por inanición de los recién nacidos.

En este trabajo se comunica de la presencia de *Sphacelia sorghi* McRae, estado conidial de *Claviceps africana*, en *Sorghum bicolor* (sorgo), y de su asociación con *S. halepense* (zacate Johnson) y *Dichanthium aristatum* (Poir.) C. E. Hubb. (zacate Angleton), en el sur y norte de Tamaulipas. Asimismo, se registra para el norte del estado al anamorfo de *Claviceps fusiformis*, atacando a *Cenchrus ciliaris*. Por último, se provee una clave dicotómica para los

anamorfos de *Claviceps* spp. encontrados a la fecha en México.

Materiales y métodos

La forma de recolectar, herborizar e identificar el material vegetal parasitado se hizo de acuerdo a Crespo (1993), Hitchcock (1971) y San Martín y Rogers (1995). La identificación del material fúngico se hizo siguiendo las técnicas para la identificación de Hyphomycetes (Loveless, 1964; Kendrick, 1971; Carmichael *et al.*, 1980).

El color de las estructuras fúngicas se comparó en la tabla de colores de Kornerup y Wanscher (1961) y se le asignó la clave correspondiente; en ésta, el primer número corresponde a la lámina y el número y la letra siguientes a la combinación que da el color en dicha lámina. Los ejemplares se encuentran depositados en los herbarios del Instituto Tecnológico de Ciudad Victoria (ITCV) y en el herbario personal de Ascomycetes de Felipe San Martín.

En la clave, el o los nombres colocados a la derecha de cada especie corresponden a referencias bibliográficas del apartado **Literatura citada**. En tales referencias se podrá ampliar la información sobre la especie referida, en cuanto a descripción del teleomorfo, distribución y gama de hospedantes.

Resultados

Las descripciones que siguen son el resultado de observaciones *in vivo* de esfacelios, conidióforos, células conidiógenas, microconidios, macroconidios y conidios secundarios. Los estados teleomórficos no se observaron.

Descripción de las especies

Sphacelia sorghi McRae, Yearb. Dept. Agric. Madras: 108. 1917.
Figs. 1-6.

Teleomorfo = *Claviceps africana* Frederickson, Mantle *et De* Milliano, Trans. Br. Mycol. Soc. 95: 1106. 1991.

Esfacelios proyectándose entre las glumas, ovales a elipsoides, exteriormente de color blanco, café obscuro (63E) en el área del ovario, de 5.5-7.5 µm de largo x 2-4.5 µm de ancho. Conidióforos y células

conidiógenas productores de microconidios, no vistos; conidióforos productores de macroconidios en empalizada alrededor del ovario, hialinos, septados, de 63-92 μm de largo x 4-8 μm de ancho, células conidiógenas o fiálides productoras de macroconidios en fascículos de 4-6, hialinas, de 34-47 μm de largo x 4-6 μm de ancho, células conidiógenas productoras de conidios secundarios generadas a partir de la germinación de macroconidios, incompletas, de 19-28 μm de largo x 1-2 μm de ancho. Microconidiogénesis no vista; microconidios ovales, hialinos, con extremos redondeados, de 2.5-4 μm de diámetro. Macroconidiogénesis enteroblástica a partir de fiálides; macroconidios elipsoides, ligeramente constreñidos al centro, con extremos redondeados, hialinos, de (8-) 11-14.5 x (3.5-) 4-7 (-7.5) μm , capaces de germinar en agua destilada. Conidiogénesis secundaria a partir de tubos germinativos producidos por macroconidios, conidios secundarios piriformes, con un extremo redondeado y el otro aguzado y rematado en un hilum o cicatriz producto de la secesión, de (7-) 8-13 (-14) x 4-6 (-6.5) μm

Teleomorfo no observado.

Hábitat: en espiguillas de *Sorghum bicolor*, *S. halepense* y *Dichanthium aristatum*.

Material estudiado: Tamaulipas, ejido Los Aztecas, municipio de El Mante, *San Martín 3333*, 6.04.1997 (en *S. bicolor*), *San Martín 3335T*, 6.04.1997 (en *Dichanthium aristatum*); rancho El Chicoy, municipio de San Carlos, *San Martín 3446T*, 19.04.1997 (en *S. halepense*), *San Martín 3445T*, 20.04.1997 (en *S. vulgare*); municipio de Padilla, *San Martín 3335*, 20.04.1997 (en *S. vulgare*); municipio de Río Bravo, campo experimental del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, *Díaz-Franco 5*, 22.06.1997 (en *Dichanthium aristatum* Línea 90).

Observaciones: El anamorfo arriba descrito corresponde a *Sphacelia sorghi* McRae, hifomiceto originalmente descrito como el estado conidial de *Claviceps sorghi* (McRae, 1917) y aceptado también como la conexión anamórfica de *C. africana* (Bandyopdhyay *et al.*, 1996).

Es necesario determinar, tanto en el norte como en el sur de Tamaulipas, el papel que juegan el zacate Johnson y el zacate Angleton como reservorios de inóculo capaz de infectar sorgo en floración. Este estudio demuestra que, a juzgar por la ausencia de diferencias entre los propágulos del hongo observados en

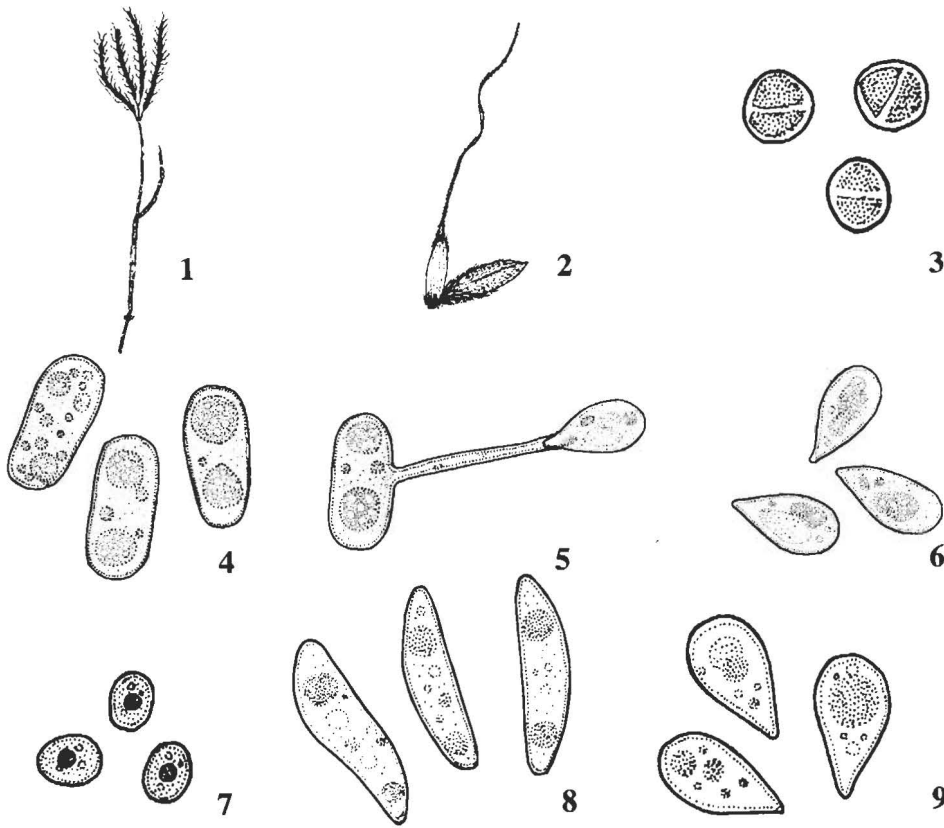
sorgo, zacate Johnson y zacate Angleton, se trata del mismo taxón. No obstante, es imprescindible realizar los postulados de Koch usando inóculo del patógeno en sorgo, inocularlo en los zacates antes citados y reaislarlo. En la India y Kenia se han detectado como hospedantes colaterales del ergot del sorgo a *Cenchrus* spp., *Panicum* spp., *Ischmaeum pilosum*, *Dichanthium* spp., y probablemente a *Paspalum notatum* (zacate Bahía) (Futrell y Webster, 1966; Anónimo, 1996).

Claviceps africana produce el alcaloide dihidroergosina (Mower *et al.*, 1973) el cual es inocuo a mamíferos (Mantle, 1968b).

El dematiáceo *Cerebella* cf. *andropogonis* Ces. se encontró frecuentemente sobre los esfacelios del patógeno; produce un esporodoquio negro y convoluto que, al crecer usando los carbohidratos presentes en la mielecilla exudada por el hospedante y los esfacelios, impide que se transformen en esclerocios (Langdon, 1942; Ellis, 1971).

Claviceps fusiformis Loveless, *Trans. Br. Mycol. Soc.* 50: 17. 1967.
Figs. 7-9.

Esfacelios proyectándose entre las glumas, ovales a elipsoides, exteriormente de color blanco, café oscuro (63E) en el área del ovario, de 1.5-3.5 μm de largo x 1-2 μm de ancho. Conidióforos y células conidiógenas, productores de microconidios no vistos, conidióforos productores de macroconidios en empalizada alrededor del ovario, hialinos con la base de color amarillo a amarillo-oliva (38B), septados, de 40-61 μm de largo x 3-4 μm de ancho. Células conidiógenas o fiálides productoras de macroconidios en fascículos de 3-8, hialinas, de 28-32 μm de largo x 3-4.5 μm de ancho, células conidiógenas productoras de conidios secundarios generadas a partir de la germinación de macroconidios, incompletas, de 16-21 μm de largo x 0.8-1.2 μm de ancho. Microconidiogénesis no vista; microconidios ovales a elipsoides, hialinos, con extremos redondeados a estrechamente redondeados, de 4-6.5 x 3-4 μm Macroconidiogénesis enteroblástica; macroconidios naviculares a crecentiformes, con extremos estrechamente redondeados a aguzados, hialinos, de (10.5-) 11-16 (-17.5) x 3-5 μm , capaces de germinar en agua destilada. Conidiogénesis secundaria no vista, la que aparentemente es a partir de tubos germinativos producidos



Figs. 1-9: 1-2: *Dichanthium aristatum*, putativo hospedante colateral de *Claviceps africana*. 1: Inflorescencia 1cm = 3.5cm. 2: Espiguillas 1cm = 2.5cm. 3-6: *Claviceps africana*. 3: Microconidios 1cm = 4 μ m. 4: Macroconidios 1cm = 6.5 μ m. 5: Macroconidio en germinación dando lugar a una fialide, que a su vez da origen a un conidio secundario 1cm = 6.5 μ m. 6: Conidios secundarios 1cm = 6.2 μ m. 7-9: *Claviceps fusiformis*. 7: Microconidios 1 cm = 6 μ m. 8: Macroconidios 1 cm = 5 μ m. 9: Conidios secundarios 1 cm = 4 μ m.

por macroconidios, conidios secundarios piriformes, con un extremo redondeado y el otro aguzado y rematado en un hilum o cicatriz producto de la secesión, de 5.5-9.5 (-10.5) x (2.5-) 3-4 μ m. Teleomorfo no observado.

Hábitat: en espiguillas de *Cenchrus ciliaris* (zacate buffel) en una parcela productora de semilla.

Material estudiado: Tamaulipas, municipio de Río Bravo, campo experimental del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, Díaz-Francol Línea FM, Díaz Franco 2 Línea NV, Díaz Franco 3 Línea T74, Díaz Franco 4 Línea 75, 22.06.1997.

Observaciones: *Claviceps fusiformis* es considerado como un organismo simbiótico patogénico tanto de *Cenchrus ciliaris* como de *Pennisetum glaucum* (Thakur y Williams, 1980; Thakur et al., 1984;

Kuldau et al., 1997). El patógeno causa la enfermedad en cerdas denominada agalactia (Loveless, 1967) en el sur de Rodesia. En la India se ha documentado que los alcaloides ergotamina y agroclavina que produce *C. fusiformis* (Youngken, 1947; Shone et al., 1959) son tóxicos a otros mamíferos (Kannaiyan et al., 1971; Mantle, 1968a), incluyendo al hombre (Krishnamachari y Bhat, 1976).

Debido a que en el norte de Tamaulipas *C. fusiformis* parasita a *Cenchrus ciliaris*, que sirve de alimento al ganado, es necesario tomar las medidas culturales necesarias para evitar el consumo por el ganado de pastura infectada. Asimismo, es conveniente investigar la incidencia y distribución de la enfermedad, los posibles hospedantes colaterales (con énfasis en mijo perla) y el grado de toxicidad al ganado.

Según Thakur *et al.* (1984), la microconidiogénesis en *C. fusiformis* se da en tubos germinativos producidos por los macroconidios. La presencia de conidios secundarios piriformes en este hongo, y el hecho de que *Claviceps paspali* F. L. Stevens et J. G. Hall (Luttrell, 1977) y *C. africana* (Frederickson *et al.*, 1989) también los producen a partir de tubos conidiógenos generados en los macroconidios, permite suponer que lo mismo sucede en *C. fusiformis*; no obstante, es necesaria su demostración experimental.

Es notoria la presencia en un gran número de esfacelios del dematiáceo *Cerebella cf. andropogonis* Ces.

Clave considerando los estados anamórficos de *Claviceps* citados de México

1. Esfacelios sin macroconidios. Microconidios ovoides a elipsoides, de 4-6 x 2-3 µm. Parásito de *Stipa* sp. en Coahuila *C. purpurea* (Wiese, 1977)
1. Esfacelios con macroconidios 2
2. Macroconidios naviculares a crecentiformes, de (10.5-) 11-16 (-17.5) x 3-5 µm. Parásito de *Cenchrus ciliaris* en Tamaulipas *C. fusiformis* (Thakur *et al.*, 1984)
2. Macroconidios elipsoides o elipsoides-inequilaterales 3
3. Macroconidios elipsoides, de (6.5-) 8-19 (-2.6) x 2.5-5.5 µm. Parásito de *Paspalum dilatatum* en el norte de Tamaulipas y Sur de Texas *C. paspali* (Sprague, 1950)
3. Macroconidios mas grandes. Combinación diferente de caracteres 4
4. Macroconidios elipsoides con el centro ligeramente constreñido, de (8-) 11-14.5 x (3.5-) 4-7 (-.5) µm. Parásito de *Sorghum vulgare*, *S. halepense* y *Dichanthium aristatum* en Tamaulipas *Claviceps africana* (Frederickson *et al.*, 1991)
4. Macroconidios elipsoides a elipsoides inequilaterales, de 8.5-27 x 4-6 µm. Parásito de *Zea mays* en el Estado de México *Claviceps gigantea* (Fuentes *et al.*, 1964)

Agradecimientos

Los autores agradecen al Dr. Gary Odvody de la Universidad de Texas en Corpus Christie, sus comentarios, el facilitar algunos sobretiros relativos a *Claviceps africana* y permitir incluir en este estudio el ta-

maño de los macroconidios de muestras de *Claviceps paspali* provenientes del Valle del Rio Grande en Texas. Al Dr. Jack D. Rogers se le reconoce su siempre gran disposición para ayudar en todo lo que se relacione con taxonomía de Ascomycetes. Los autores patentizan su agradecimiento a tres revisores anónimos que con sus observaciones críticas, mejoraron substancialmente el manuscrito. Finalmente, al M. C. Arturo Díaz Franco, del Campo Agrícola Experimental Río Bravo del Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas, Forestales y Pecuarias, y al Dr. Rodolfo Figueroa, de la Universidad de Texas A y M en Weslaco, se les dan las gracias por el envío de pastos parasitados con *Claviceps* spp.

Literatura citada

- Angus, A., 1965. *Annotated list of Plant Pests and Diseases in Zambia (Northern Rhodesia) Part 7. (R a la Z)*. Mount Makulu.
- Anónimo, 1996. Ergot - A global disease threat to sorghum. *International Sorghum and Millets Newsletter*. 37: 1-4.
- Bandyopadhyay, R., D.E. Frederickson, N.W. McLaren, G.N. Odvody, 1996. Ergot - a global threat to sorghum. *International Sorghum and Millets Newsletter* 37: 1-32.
- Carmichael, J.W., W.B. Kendrick, I.L. Connors, L. Sigler, 1980. *Genera of Hyphomycetes*. The University of Alberta Press, Edmonton.
- Crespo, O., 1993. *Contribución al conocimiento de la flora agrostológica (Poaceae) del municipio de Gómez Farías, Tamaulipas, México*. Tesis de licenciatura en Biología. Instituto Tecnológico de Ciudad Victoria, Ciudad Victoria.
- De Milliano, W.A. J., M.F. Tavares, L. M. Pomela, M.S. Msiska, S. Kunene, B. Matalaote, A.M. Mbwaga, G.M. Kaula, E. Mtisi, 1991. New records of ergot of sorghum caused by *Sphacelia sorghi* in southern Africa. *Pl. Dis.* 75: 215.
- Doidge, E.M., A.M. Bottomley, J.E. Van der Plank, G.D. Panker, 1953. A revised list of plant diseases in South Africa. *Science Bulletin*. Department of Agriculture, Pretoria.
- Ellis, M.B., 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. Commonwealth Mycological Institute, Kew.
- Frederickson, D. E., P. G. Mantle, W. A. J. De Milliano. 1989. Secondary conidiation of *Sphacelia sorghi* on sorghum, a novel factor in the epidemiology of ergot disease. *Mycol. Res.* 93: 497-502.
- Frederickson, D. E., P. G. Mantle, W. A. J. De Milliano, 1991. *Claviceps africana* sp. nov.; the distinctive ergot pathogen of sorghum in Africa. *Mycol. Res.* 95: 1101-1107.
- Fuentes, S.F., M.L. De La Isla, J. Ullstrup, E. Rodríguez, 1964. *Claviceps gigantea*, a new pathogen of maize in Mexico. *Phytopathology* 54: 379-381.
- Futrell, M.C., O.J. Webster, 1966. Host range and epidemiology of the sorghum ergot organism. *Plant Dis. Rep.* 50: 828-831.
- Hitchcock, A.S., 1971. *Manual of Grasses of the United States*. Vols. I y II. Dover Publications, New York.

- Kannaiyan, J., P. Vidhyasekaran, T. K. Kandaswami, 1971. Mammalian toxicity of ergot of bajra. *Curr. Sci.* **40**: 557-558.
- Kendrick, B. 1971. *Taxonomy of Fungi Imperfecti*. University of Toronto Press, Toronto.
- Kornerup, A y J. H. Wanscher, 1961. *Methuen Handbook of Colour*. Methuen and Co., Londres.
- Krishnamachari, K.A., R.V. Bhat, 1976. Poisoning by ergoty bajra (pearl millet) in man. *Indian J. Med. Res.* **64**: 1624-1628.
- Kuldau, G.A., J.-S. Liu, J.F. White, M.R. Siegel, L.Schardi, 1997. Molecular systematics of Clavicipitaceae supporting morphology of genus *Epichloe* and form genus *Ephelis*. *Mycologia* **89**: 431-441.
- Langdon, R.F., 1942. The genus *Cerebella* Cesati - its biological status and use. *Phytopathology* **32**: 613-617.
- Loveless, A. R., 1964. Use of the honeydew state in the identification of ergot species. *Trans. Br. Mycol. Soc.* **47**: 205-213.
- Loveless, A. R., 1967. *Claviceps fusiformis* sp. nov., the causal agent of an agalactia on sows. *Trans. Br. Mycol. Soc.* **50**: 15-18.
- Luttrell, E.S., 1977. The disease cycle and fungus-host relationships in dallisgrass ergot. *Phytopathology* **67**: 1461-1468.
- Mantle, P.G., 1968a. Inhibition of lactation in mice following feeding with ergot sclerotia (*Claviceps fusiformis* Loveless) from the bulrush millet (*Pennisetum typhoides* Staph and Hubbard) and an alkaloid component. *Proc. Royal Soc. Series B* **170**: 423.
- Mantle, P.G., 1968b. Studies on *Sphacelia sorghi* McRae, an ergot of *Sorghum vulgare* Pers. *Annals Appl. Biol.* **62**: 443-449.
- McRae, W., 1917. *Notes on Some South Indian Fungi*. Yearbook of the Department of Agriculture, Madras.
- Molefe, T.L., 1975. Occurrence of ergot on sorghum in Botswana. *Plant Dis. Rep.* **59**: 751-753.
- Mower, R.L., G.R. Gray, C.E. Ballou, 1973. Sugars from *Sphacelia sorghi* honeydew. *Carbohydrate Research* **27**: 119-134.
- Odvody, G., 1997. Continued spread of sorghum ergot in the Western Hemisphere. *SICNA Proceedings* (en prensa).
- Reis, E. M., P. G. Mantle, H. A.-G. Hassan, 1996. First report in the Americas of sorghum ergot disease, caused by a pathogen diagnosed as *Claviceps africana*. *Pl. Dis.* **80**: 463.
- San Martín, F. y J. D. Rogers, 1995. Notas sobre la historia, relaciones de hospedante y distribución del género *Xylaria* (Pyrenomycetes, Sphaeriales) en México. *Acta Bot. Mex.* **30**: 21-40.
- Shone, D.K., J.R. Phillip, G.J. Christie, 1959. Agalactia of sows caused by feeding the ergot of the bullrush millet *Pennisetum typhoides*. *Vet. Rec.* **71**: 129-132.
- Sprague, R., 1950. *Diseases of Cereals and Grasses in North America (fungi except smuts and rusts)*. The Ronald Press Co. Nueva York.
- Thakur, R. P., R. J. Williams. 1980. Pollination effects on pearl millet ergot. *Phytopathology* **70**: 80-84.
- Thakur, R.P., V.P. Rao, R.J. Williams, 1984. The morphology and disease cycle of ergot caused by *Claviceps fusiformis* in pearl millet. *Phytopathology* **74**: 201-205.
- Wallace, G. B., M. M. Wallace, 1949. A revised list of plant diseases of economic importance in Tanganyika territory. *Mycol. Pap.* **26**.
- Wiese, M.V., 1977. *Compendium of Wheat Diseases*. The American Phytopathological Society. Saint Paul, Minnesota.
- Youngken, H. W., 1947. Ergot - a blessing and a scourge. *Econ. Bot.* **1**: 372-380.

Recibido: 6 de agosto, 1997. Aceptado: 28 de enero, 1998.

Solicitud de sobretiros: Felipe San Martín.