El **Boletín de la Sociedad Española de Briología** aceptará para su publicación contribuciones científicas en el campo de la Briología, de extensión no superior a cinco páginas. Al menos uno de los firmantes ha de ser miembro de la **S.E.B.** Igualmente publicará notas informativas enviadas por los miembros de la **S.E.B** y que sean de interés general para la comunidad de briólogos españoles.

Los manuscritos serán revisados por dos miembros del Comité Editorial que decidirán y asesorarán su publicación.

Los autores enviarán los manuscritos a la Secretaria de Redacción, siendo esencial una copia en formato electrónico (MS-DOS o MS-DOS compatible) y otra impresa.

Imprime A.G. Morano Bá, s.l. - Nuevo 5 Junio 214 t. 968 29 25 87 Murcia

Nº 9
Noviembre
1996

BOLETIN DE LA SOCIEDAD ESPAÑOLA DE BRIOLOGIA

BOLETÍN DE LA SOCIEDAD ESPAÑOLA DE BRIOLOGIA

Publicación oficial de la Sociedad Española de Briología

Comité Editorial y Miembros de la Junta Directiva

J. Guerra, Editor
Departamento de Biología Vegetal, Facultad de Biología, Universidad de Murcia, Murcia. Tel. 968-307100-Ext. 2377, FAX 968-363963, E-mail: jguerra @ fcu.um.es

M.I. Alvaro
Departamento de Biología Vegetal, Facultad de Biología, Universidad de Barcelona, Barcelona.

A. Ederra
Departamento de Botánica, Facultad de Ciencias, Universidad de Navarra, Pamplona.

E. Fuertes
Departamento de Biología Vegetal I, Facultad de Biología, Universidad Complutense, Madrid.

P. Heras
Departamento de Botánica Criptogámica, Instituto Alavés de la Naturaleza, Vitoria, Alava.

C. Sérgio
Museu, Laboratorio e Jardim Botanico, Facultade de Ciencias, Lisboa, Portugal.

R. M. Ros, Secretaria de Redacción
Departamento de Biología Vegetal, Facultad de Biología, Universidad de Murcia.

Depósito legal: B-43507-1992
ISSN 1132-8029

CONTRIBUCIONES

Bol. Soc. Esp. Briol. 9: 1-4 (1996)

LAS METODOS MOLECULARES Y SU UTILIZACION EN BRIOLOGIA

Olaf Werner & Rosa María Ros

Departamento de Biología Vegetal, Facultad de Biología, Universidad de Murcia, 30100-Murcia

Los métodos moleculares están en pleno auge en la sistemática, taxonomía y biogeografía de las plantas. En los briófitos la técnica más empleada por el momento es la caracterización de isoenzimas, que fue introducida a finales de los años setenta por el grupo de Sweykowski (Krzakowa & Sweykowski 1977a,b)

Los metodos basados en la caracterización de ADN hasta ahora se han utilizado menos y sobre todo por grupos compuestos por investigadores en biología molecular interesados en la sistemática a gran escala (Ashton et al. 1994; Capesius 1995). Estos métodos pueden ser muy útiles ya que aportan datos adicionales y bastante objetivos y en algunos casos ofrecen la única manera de resolver dudas que dejan los métodos clásicos. Pero hay que admitir, que la biología molecular no puede ser la panacea para todos los problemas que existen en la taxonomía y sistemática, si se piensa p.e. en formas muy variables que muchas veces van a mostrar la misma variabilidad, tanto a niveles morfológicos como moleculares.

A continuación se va a dar una descripción de las técnicas más representativas, los casos más típicos de su aplicación y algunas de las limitaciones que presentan.

La separación de enzimas en geles y su posterior tinción es una técnica que necesita un equipamiento de laboratorio relativamente modesto. En sus bases es un método simple: las proteinas tienen un peso molecular determinado y una carga eléctrica específica en un tampón con un pH dado. En un campo eléctrico, las proteinas más pequeñas y las de mayor carga eléctrica se mueven más rápidamente, así que podemos separar los enzimas en un gel de almidón o de poliacrilamida. Después de la separación

en el gel se procede a la tinción específica del enzima en cuestión por medio del acoplamiento de la reacción típica del enzima a otra que genera una sustancia de color fácilmente visible. De esta manera se detectan sin problemas cambios de la carga eléctrica o del peso. Los estudios más representativos con esta técnica se concentran en la genética y ecología de poblaciones, la taxonomía hasta nivel de especies congenéricas, la existencia de especies geográficas idénticas morfológicamente y la identificación de híbridos (Stoneburner et al. 1991).

De los métodos basados en ADN, uno de los más extendidos es la comparación de fragmentos de restricción, especialmente en el ADN cloroplastidial (Olmstead & Palmer 1994, Stein 1993). Como sabemos, una secuencia de ADN puede compararse con un texto escrito en una forma linear y basado en sólo cuatro letras. De las bacterias se han aislado enzimas que cortan estas secuencias por lugares específicos, caracterizados generalmente por entre 4 y 6 pares de bases en un orden símetrico, p.e. GAATTC en el caso del enzima Eco RI (simétrico porque la cadena opuesta se lee también GAATTC). ¿Que pasa ahora si cortamos una secuencia de ADN con estos enzimas de restricción? pues obtenemos fragmentos de una longitud bien definida. Estos fragmentos pueden separarse en geles de agarosa y transferirse a membranas de nitrocelulosa o nylon porque éstas se dejan manipular mucho mejor. Para la identificación de fragmentos específicos se procede a la hibridización con fragmentos conocidos anteriormente. En el ejemplo de los cloroplastos existen bancos de clones completos de algunas especies.

De esta forma podemos comparar los fragmentos obtenidos a partir de las muestras, en las que generalmente encontraremos algunas diferencias debidas a mutaciones. Además estas diferencias van a ser más frecuentes en muestras más separadas sistemáticamente. En plantas muy alejadas (a nivel de orden) el método deja de ser válido, puesto que los fragmentos ya no se pueden comparar.

En los últimos años el uso de la técnica de PCR se ha extendido bastante. Pero tenemos que tener claro que no se trata de una técnica útil para fines taxonómicos por sí misma, sino que es simplemente un método para la amplificación específica de fragmentos de ADN, pudiendo partir de cantidades mínimas (de una copia en casos extremos). Estos fragmentos se pueden someter después a procedimientos con fines taxonómicos comparativos como secuenciación o mapeo con enzimas de restricción. Para PCR se necesita un par de cebadores (primers en inglés) de secuencias cortas de ADN (de unas 20 bases). Estos cebadores se unen a secuencias complementarias que encuentran en muestras de ADN y sirven para que los enzimas polimerasas, en la mezcla del ensayo, puedan empezar a sintetizar nuevas cadenas de ADN. Los cebadores tienen que reconocer secuencias en las cadenas opuestas de ADN a una distancia no demasiado lejos (ca. de 10.000 bases como mucho) e inducir la síntesis de ADN en dirección al otro cebador. Lo que se hace es repetir esta reacción unas 35 ó 40 veces. Como en cada ciclo el número de fragmentos se duplica, se obtienen finalmente unos 2^{35}ó 2^{40} , o dicho de otro modo, 30.000.000.000-1.000.000.000.000. El problema que tiene esta técnica es que se necesita alguna información de antemano sobre las secuencias en cuestión. Pero muchas veces es fácil encontrar estas informaciones vía internet en los bancos de datos existentes. Una ventaja enorme es que este método permite la amplificación de ADN a partir de material de herbario después de muchos años de almacenamiento. Savolainen et al. (1995) fueron capaces de secuenciar genes obtenidos de muestras que habían estado más de 100 años en el herbario. Uno de los usos más frecuentes que se hace con los fragmentos amplificados es su secuenciación. Un factor importante es, lógicamente, la selección del fragmento a secuenciar, porque hay genes que tienen una evolución muy rápida (sobre todo fragmentos que no codifican ningún gen) y otros muy conservadores (el caso extremo es el de los genes para los ARNt, que nos dejan ver hasta los principios de la vida en la tierra). Secuencias muy empleadas a nivel de especie o de género son las ITS (Internal Transcribed Spacers), es decir los espaciadores que separan el gen del ARNr 5.8s de los genes del ARNr 26s y 18s (Baldwin et al.1995). Son lo suficientemente variables y tienen la gran ventaja de que los genes para ARNr son muy conservadores, lo cual facilita enormemente el diseño de los cebadores, porque muchas veces es posible utilizar los publicados para otros grupos sistemáticos. Para estudios a nivel de familia u orden el gen más empleado es el de la subunidad pesada de RubP-carboxilasa, es decir el enzima responsable de la fijación del CO_2 en la fotosíntesis. Ultimamente han sido publicados algunos trabajos muy interesantes para los briólogos, basados en las secuencias para el ARNr 18s. Uno de ellos es el de Capesius (1995), según el cual las Jungermánnidas y los Antocerotas están más cerca de los musgos que de las Marchántidas. Los Esfágnidos y los Politricales se encuentran relativamente aislados de los demás musgos. Otro aspecto a tener en cuenta es que la secuenciación permite las estimaciones más fiables del tiempo de divergencia de táxones, puesto que se supone que un gen dado se caracteriza por un número característico de cambios de bases cada millon de años.

Un derivado de la PCR es la técnica RAPD (Random Amplified Polymormic DNA o ADN polimórfico amplificado aleatoriamente) (Williams et al. 1993; Martire Bowditch et al. 1993). En este caso se utilizan cebadores más cortos, de 9 a 10 bases de longitud, que se pueden obtener de diversas casas comerciales en kits de 20 unidades, de una secuencia plenamente aleatoria. Por ser cortos, estos cebadores reconocen muchas secuencias dentro del genoma y en algunos casos estas secuencias reconocidas se encontrarán en las cadenas opuestas a una distancia relativamente corta, permitiendo así la amplificación de un fragmento. Estos tienen una variabilidad que los hace óptimos para resolver problemas en táxones estrechamente emparentados (especies y subespecies). Esta técnica presenta una doble ventaja, por un lado es relativamente sencilla y por otro necesita un equipamiento de laboratorio modesto. En briófitos fue empleada por Ashton

et al. (1994) y Boisselier-Dubayle et al. (1995) y se pudo comprobar su utilidad a nivel de especies y subespecies.

Referencias

Ashton NW, Antonyshin NA, Baker KE & Chapco W. 1994. J. Hattori Bot. Lab. 76: 41-57.,
Baldwin BG, Sanderson MJ, Porter JM, Wojciechowski MF, Campbell ChS & Donoghue MJ. 1995. Ann. Missouri Bot. Gard. 247-277.
Boisselier-Dubayle MC, Jubier MF, Lejeune B & Bischler H. 1995. Taxon 44: 363-375.
Capesius I. 1995. J. Plant Physiol. 146: 59-63.
Krzakowa M & Sweykowski J. 1977a. Bull. Acad. Polon. Sci., Sér. Sci. Biol. 25(3): 203-204.
Krzakowa M & Sweykowski J. 1977b. Bull. Soc. Amis Sci.Lett. de Poznan, Sér. D 17: 33-36.
Martire Bowditch B, Albright DG, Williams K & Braun MJ. 1993: Methods in Enzymology 224. 294-309.
Olmstead RG & Palmer JD. 1994. Amer. J. Bot. 81: 1205-1224
Savolainen V, Cuénoud P, Spichiger R, Martinez MDP, Crèvecoeur M & Manen J F. 1995. Pl. Syst. Evol. 197: 87-98.
Stein B. 1993. Methods in Enzymology 224: 153-167.
Stoneburner A, Wyatt R & Odrzykoski IJ.1991. Advances in Bryology 4: 1-27.
Williams JGK, Hanafey MK, Rafalski JA & Tingey SV. 1993. Methods in Enzymology 218: 704-740.

Bol. Soc. Esp. Briol. 9: 4 - 7 (1996)

EXTENSIÓN DEL ÁREAL CONOCIDO DE ORTHOTRICHUM TORTIDONTIUM Y SU ADAPTACIÓN AL AMBIENTE MEDITERRÁNEO.

F. Lara, R. Garilleti y V. Mazimpaka

Departamento de Biología (Botánica), Facultad de Ciencias, Universidad Autónoma de Madrid, C. U. Cantoblanco, 28049 Madrid.

Orthotrichum tortidontium Lara, Garilleti & Mazimpaka es una especie de muy reciente descripción (Lara et al. 1996), que apareció en unos cuantos bosques montanos de Marruecos y del extremo sur de España. Epífito sobre diversas coníferas y quercíneas, especialmente enebros (*Juniperus oxycedrus* L.) y encinas (*Quercus ilex* L. subsp. *ballota* (Desf.) Samp.), parecía restringido a ecosistemas mediterráneos relativamente húmedos. La localidad de Sierra Alhamilla (Almería), aparentemente discordante por su enclave en una de las áreas más áridas de España, corresponde a un encinar que, por la abundancia de epífitos, debe gozar de condiciones microclimáticas muy favorables, con criptoprecipitaciones frecuentes.

Nuestra sorpresa surgió al hallarlo en algunos sabinares albares de la mitad septentrional de la Península, formaciones muy interesantes en cuanto a los briófitos epífitos que las pueblan (como nos sugirió la Dra. Casas durante el pasado Congreso de Criptogamia en Santiago). *Orthotrichum tortidontium* aparecía en varios de estos bosques abiertos de sabina (*Juniperus thurifera* L.), aunque siempre en escasa proporción, entremezclado con otras especies del género, especialmente *O. pumilum* Sw., *O. affine* Brid., *O. diaphanum* Brid., *O. speciosum* Nees y *O. striatum* Hedw. En principio, los sabinares albares son bosques que habitan zonas secas (precipitaciones escasas, fuertes vientos, insolación elevada, etc.), pero las sabinas ramificadas desde abajo crean en su interior un microclima fresco. Por otra parte, los epífitos pueden recibir aportes hídricos, en la mayoría de los árboles, gracias a la escorrentía que canaliza hacia el tronco la estructura centrípeta de la copa; aún así, en áreas relativamente húmedas (por ejemplo, el Cañón del río Lobos), también las ramillas bajas y protegidas de las sabinas con estructura centrífuga suelen estar colonizadas por esta y otras especies de *Orthotrichum*.

El hallazgo de *O. tortidontium* en la Submeseta Norte (figura 1), amplía notablemente el areal de la especie y aporta nuevos datos sobre su autoecología, mostrándose como un epífito capaz de vivir en muy diversas condiciones mediterráneas. El muestreo sistemático de sabinares y formaciones de enebros y sabinas de la Península proporcionará los datos necesarios para conocer la dispersión real del taxon y la importancia de sus poblaciones, todavía inestimable y capital para valorar las amenazas sobre la especie. Aparte de su probable existencia en otros países mediterráneos, su aparición en los sabinares de Barrios de Luna (León), ya en la Región Eurosiberiana, nos hace plantear la hipótesis de su posible localización en los sabinares albares de los Alpes.

Nuevas localidades:

Burgos: Santo Domingo de Silos, sabinar junto a la carretera a Caleruega, 1120 m, 30TVM6141, base de sabina, *F. Lara & J. Galiana*, 28-8-1996.

Guadalajara: Cobeta, La Muela, 1150 m, 30TWL7025, troncos de sabina, *B. Albertos & R. Garilleti*, 25-5-1996 (ejemplares estériles). Corduente, Arangocillo, sabinar junto a la carretera N-211, 1240 m, 30TWL7832, base y parte inferior del tronco de sabina, *R. Garilleti & F. Lara*, 5-10-1996.

León: Mirantes de Luna, sabinar junto al pueblo, 1180 m, 30TTN6651, base y tronco de sabina albar, *B. Albertos, R. Garilleti, F. Lara & M. Vergara*, 23-7-1996.

Madrid: Lozoya del Valle, sabinar de El Chaparral, 1200 m, 30TVL3634, tronco de sabina, *R. Garilleti & F. Lara*, 2-6-1996.

Soria: Ucero, Cañón del río Lobos, 1000 m, 30TVM9521, base y ramas bajas de sabina albar, *F. Lara & M. Vergara*, 4-5-1996. Golmayo, sabinar junto a la carretera N-122, 1200 m, 30TWM2218, tronco de sabina albar, *F. Lara & M. Vergara*, 2-5-1996.

Pese a la extensión de su areal, no es extraño que este musgo haya pasado desapercibido. Aunque posea algunos caracteres muy originales, la confusión con *O. affine* es fácil incluso a nivel microscópico, pues ambos tienen estomas exertos y la apariencia de los filidios y las cápsulas es, hasta cierto punto, similar. Otra importante dificultad para la identificación de *O. tortidontium* es la fragilidad del perístoma pues, las más de las veces, las cápsulas pierden los dientes, o éstos se encuentran muy deteriorados, poco después de la maduración. Sólo cuando abrimos cápsulas maduras todavía operculadas e hidratamos el perístoma, o bien cuando la cápsula se ha abierto recientemente de forma natural, podemos apreciar la peculiar disposición irregular de los 16 dientes al recurvarse. Sin embargo, no se trata del único carácter diferencial; en la siguiente tabla resumimos los caracteres que nos permiten diferenciarlo de *O. affine*:

	O. tortidontium	*O. affine*
Ápice de los filidios	acuminado (agudo), alguno torcido	agudo (acuminado), variado pero no torcido
Caliptra	con abundantes pelos homogéneamente repartidos	de pilosidad variable, pero concentrada en la parte superior
Opérculo	base plana, abruptamente rostrado	base cóncava, ± gradual y largamente rostrado
Cápsula	poco sulcada y poco contraída en seco	muy sulcada y contraída homogéneamente en seco
Bandas exoteciales	sólo difrenciadas cerca de la boca	muy diferenciadas en toda la longitud de la cápsula

Aparte de la dificultad de identificación que puede crear la fragilidad del perístoma de *O. tortidontium*, ésta parece suponer una adaptación al clima mediterráneo, tal como lo es la reducción del de *O. ibericum* Lara & Mazimpaka o la del exostoma de *O. acuminatum* Philib. La peculiar constitución del exostoma hace que al humedecerse los dientes inmediatamente después de la caída del opérculo, reaccionen rápidamente abriéndose y recurvándose, frente a lo que es normal en la mayoría de las especies del género, es decir, que los dientes no se recurven hasta que se secan. Además, durante los primeros movimientos higroscópicos suelen desprenderse las porciones apicales de los dientes y debido a las torsiones que sufren, no llegan a cerrar completamente la boca de la cápsula incluso cuando se ha rehidratado por completo. El sentido ecológico de estos hechos puede ser el mismo que se dió para las otras dos especies mediterráneas (Lara & Mazimpaka 1993): la liberación de las esporas se realiza preferentemente cuando la humedad atmosférica es alta, o incluso mientras llueve, debido a lo prolongado de los períodos de sequía. En los tres musgos mediterráneos la sincronización de la liberación de esporas con los momentos de humedad está asegurada tras la caída del opérculo, pero el control posterior de la esporosis, en los períodos secos, no es posible en *O. tortidontium*. Las cápsulas de *O. ibericum* consiguen el control de la salida de esporas durante la sequía gracias a la fuerte contracción de la boca provocada por la marcada diferenciación de pequeñas bandas exoteciales apicales, característica que en *O. acuminatum* se combina con el taponamiento del orificio por los gruesos segmentos del endostoma. En *O. tortidontium*, por el contrario, la contracción de la boca es muy leve y los segmentos demasiado delicados y efímeros como para evitar la salida de esporas sin la intervención del exostoma.

Referencias

LARA F & MAZIMPAKA V. 1993. Nova Hedwigia 56(1-2): 263-271.

LARA F, GARILLETI R & MAZIMPAKA V. 1996. Nova Hedwigia 63(3/4): 517-524.

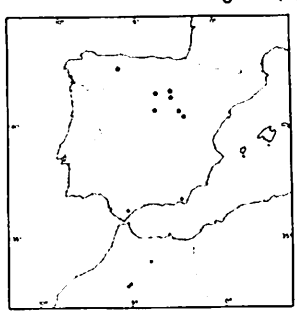

Figura 1. Distribución conocida de *Orthotrichum tortidontium* Lara, Garilleti & Mazimpaka. Las nuevas localidades se simbolizan con una estrella.

Bol. Soc. Esp. Briol. 9: 8-10 (1996)

MODIFICACIONES A "NEW CHECKLIST OF SPANISH MOSSES" III. (*)

C. Casas

Botànica. Universitat Autònoma de Barcelona. 08193-Bellaterra.

Adiciones

***Amblystegium serpens* (Hedw.) B., S. & G. var. *saxicola* (A. Hans.) C. Jens.**
Ros, R.M., Guerra, J., de las Heras-Ibáñez, J., García-Zamora, P. & Jiménez, M.N. 1989. Nueva aportación a la brioflora del SE español. Saussurea 19: 49-55.

***Bryum tenuisetum* Limpr.**
Guerra, J., Ros, R.M. & García-Zamora, P. 1989. Flora and bryophyte vegetation of the shores of the salt water lagoons of Alicante province (Spain). Nova Hedwigia 48: 61-77.

***Campylium elodes* (Lindb.) Kindb.**
Lleida, Orcau, llacuna de Basturs, alt. 640 m. 31TCG36, leg. Girbal & Casas 14.10.1995, BCB 43819.
Hay una antigua cita de Barnola (1920) de l'estany de Banyoles. Esta no se pudo comprobar debido a la pérdida del herbario Barnola pero se han hecho varias exploraciones por los alrededores del lago y no se ha vuelto a encontrar. No siendo Barnola un especialista briólogo y habiéndose comprobado o intuido sus muchos errores se obvió intencionadamente este taxon en Casas (1991), por otra parte hay una cita de Cillero (1945) en Gredos que corresponde a Philonotis seriata Mitt.

***Dicranum crassifolium* Sérgio, Ochyra & Séneca**
Sérgio, C., Ochyra, R. & Séneca, A. 1995. Dicranum crassifolium (Musci, Dicranaceae), a new species from southern Europe. Fragm. Flor. Geobot. 40: 203-214.

***Fissidens celticus* Paton**
Cano, M. J. , Ros, R. M. & Guerra, J. 1996. Flora briofítica de la provincia de Alicante (SE España). Cryptog., Bryol. Lichènol. 17: 251-277.

***Grimmia muehlenbeckii* Schimp.**
Lleida, Val d'Aran, Montgarri, barranc de Marimanha, alt. 1800 m, leg. Brugués 27.06.1992. det. Muñoz. BCB 32766.

***Hedwigia stellata* Hedenäs**
Casas, C. & Sérgio, C. 1996. Hedwigia stellata Hedenäs a la península Ibèrica. Orsis 11: 183-186.

***Orthotrichum consimile* Mitt.**
Lewinsky-Haapasaari, J., Ederra, A. & Schmidt, C. 1995 (1996). Orthotrichum consimile Mitt. still in Europe. Lindbergia 20: 56-61.

***Pohlia flexuosa* Hook. (= *P. muyldermansii* Wilczek & Demaret)**
Girona, Llanars, leg. Lloret 21.09.1985. det. Casas 1996. BCB 24639.

***Pterygoneurum crossidioides* Frey, Herrnstadt & Kürschner**
Guerra, J., Cano, M.J. & Ros, R.M. 1995. El género Pterygoneurum Jur. (Pottiaceae, Musci) en la Península Ibérica. Cryptog., Bryol. Lichènol. 16: 165-175.

***Weissia papillosissima* Laz.**
Moya, J.J., Ros, R.M., Guerra, J. & Cano, M.J. 1995. Weissia papillosissima Laz. (Pottiaceae, Musci) a species new to the European bryophyte flora. J. Bryol. 18: 493-498.

Modificación

***Tortula israelis* Bizot & Bilewsky**
Tortula muralis Hedw. var. baetica Casas & Oliva (Casas & Oliva 1982), tal como figura en Casas (1991), fue considerada por Guerra, Ros & Carrión (1992), a nivel específico, es decir como Tortula baetica (Casas & Oliva) J. Guerra, Ros & Carrión. Posteriormente Cano, Guerra & Ros (1996), consideran esta especie sinónima de T. israelis, denominación que tiene prioridad.

Exclusión

***Orthotrichum pulchellum* Brunt.**
Lewinsky-Haapasaari, J., Ederra, A. & Schmidt, C. 1995 (1996). Orthotrichum consimile Mitt. still in Europe. Lindbergia 20: 56-61.

***Pohlia lescuriana* (Sull.) Grout. (= *P. pulchella* (Hedw.) Lindb.)**
Comprobadas las muestras del herbario BCB no corresponden a este taxon.

Referencias

BARNOLA JM.1920. Broteria 18: 64-73.
CANO MJ, GUERRA J & ROS RM. 1996. J. Bryol. 19: 183-185.
CASAS C. 1991. Orsis 6: 1-26.
CASAS C & OLIVA R. 1982. Acta Bot. Malac. 7: 97-118.
CILLERO M.1945. Anales Jard. Bot. Madrid 5: 365-376.
GUERRA J, ROS RM & CARRIÓN J. 1992. J. Bryol. 17: 275-283.

* Casas, C. 1995. Modificaciones a "New checklist of spanish mosses II." Bol. Soc. Esp. Briol. 6: 5-6.

DIRECTORIO DE CORREO ELECTRONICO

Brugués Domenech, Montserrat: ibbt1@cc.uab.es
Cano Bernabé, María Jesús: mcano@fcu.um.es
Cros Matas, Rosa María: ibbt1@cc.uab.es
De Miguel, Ana: amiguel@mail2.cti.unav.es
Ederra Indurain, Alicia: aederra@mail2.cti.unav.es
García Alvaro, Angélica: angelica.garcia@daa.unirioja.es
Garilleti Alvarez, Ricardo: garialb@ccuam3.sdi.uam.es
Gimeno Cólera, Cristina: gimeno-colera@uv.es
Guerra Montes, Juan: jguerra@fcu.um.es
Lara García, Francisco: francisco.lara@uam.es
Martínez Abaigar, Javier: javier.martinez@daa.unirioja.es
Mazimpaka, Vicente: vmaz@ccuam3.sdi.uam.es
Nuñez Olivera, Encarnación: encarnacion.nunez@daa.unirioja.es
Puche Pinazo, María Felisa: puche@uv.es
Ros Espín, Rosa María: rmros@fcu.um.es
Urdiroz Ariz, Andrés: aurdiroz@mail2.cti.unav.es
Viera Benítez, Mª Carmen: bvcviera @correo.lugo.usc.es

NUEVOS SOCIOS

Nathalie Beaucourt Le Barzic, Departamento de Agricultura y Alimentación, Universidad de La Rioja, Avda. de la Paz, 105-107, 26004-Logroño. Tel.: 941-299281, Fax: 941-299274. Areas de la Briología en que trabaja: ecofisiología.

María Angélica García Alvaro, Departamento de Agricultura y Alimentación, Universidad de La Rioja, Avda. de la Paz, 105-107, 26004-Logroño. Tel.: 941-299281, Fax: 941-299274. Areas de la Briología en que trabaja: taxonomía, ecología y fisiología.

Juan González Sánchez, Departamento de Biología Vegetal, Universidad de Murcia, Campus de Espinardo, 30100-Murcia. Tel.: 968-307100 ext. 2378. Fax: 968-363963. Areas de la Briología en que trabaja: taxonomía molecular.

Rebeca Monreal Mármol, Departamento de Biología Vegetal, Universidad de Murcia, Campus de Espinardo, 30100-Murcia. Tel.: 968-307100 ext. 2378. Fax: 968-363963. Areas de la Briología en que trabaja: flora y vegetación.

Mª Carmen Sánchez Moya, Departamento de Biología Vegetal, Universidad de Murcia, Campus de Espinardo, 30100-Murcia. Tel.: 968-307100 ext. 2378. Fax: 968-363963. Areas de la Briología en que trabaja: flora y vegetación.

Olaf Werner, Departamento de Biología Vegetal, Universidad de Murcia, Campus de Espinardo, 30100-Murcia. Tel.: 968-307100 ext. 2385. Fax: 968-363963. Areas de la Briología en que trabaja: ecofisiología y taxonomía molecular.

TESIS DOCTORAL

Flora y vegetación briológica de algunos ríos de la Comunidad Valenciana. Experiencias con briófitos acuáticos como bioindicadores/biomonitores de contaminación

fluvial. Cristina Gimeno Cólera. Universidad de Valencia. Octubre 1996. Directores: Mª Felisa Puche Pinazo y José Martínez Calatayud.

CONGRESOS, SIMPOSIOS Y CURSOS

Temperature stress in plants, 26-31 Enero 1997. Contacto: Gordon Research Conferences, University of Rhode Island, P.O. Box 984, West Kingston, RI 02892-0984 (USA). Fax: 401-783-4011.

Curso: Introducción a la Taxonomía de las Hepáticas presentes en el SE español, 28 Febrero-4 Marzo, Universidad de Murcia, Departamento de Biología Vegetal. Con la participación del Dr. R. Schumacker. Fecha de preinscripción: 7-14 Febrero. Cuota de inscripción: 5000 Pts. Interesados contactar con Rosa Mª Ros.

13th Symposium Morphology, Anatomy and Systematics, 6-11 Abril 1997. Contacto: Laboratory of Plant Systematics, Botanical Institute, KU Leuven, Kardinaal Mercierlaan 92, B-300 Leuven (Belgium). Fax: 32-16-321979.

IAB Symposium of 2000's Bryology. 26-30 Mayo 1997. Contacto: Prof. P.-C. Wu, Institute of Botany, Chinese Academy of Sciences, Xiangshan, Beijing 100093, China. Fax: 07-86-10-68319534, E-mail: lics@botany.ihep.ac.ocn; pe01(botany.ihep.ac.cn.

PETICION DE MATERIAL

En el Laboratorio de Briología de la Universidad de Murcia hemos empezado a utilizar técnicas de biología molecular con fines taxonómicos, tales como la secuenciación de ADN y el estudio enzimático en algunas Pottiáceas. Para empezar hemos seleccionado el género *Aloina* y las especies del género *Pottia* que presentan el opérculo rostrado (*P. crinita, P. intermedia, P. lanceolata, P. pallida, P. truncata* y *P. wilsonii*), aunque pensamos continuar con otros géneros de dicha familia, especialmente aquellos que crecen en lugares secos, tales como *Acaulon, Crossidium, Didymodon, Pterygoneurum, Phascum, Trichostomum, Weissia*, ... Por ello os agradeceríamos que si en vuestras salidas al campo encontrais alguna de estas especies fructificadas (con cápsulas cerradas), cojais una muestra para nosotros. Aunque también podemos utilizar material de herbario, pero que no lleve recolectado más de 8-10 años.

Os agradecemos por anticipado vuestra ayuda

Rosa Mª Ros, Juan González y Olaf Werner

PERSONALIA

La Dra. María Jesús Cano Bernabé ha sido contratada como Profesora Ayudante en la Universidad de Murcia.

El Dr. Francisco Lara García ha sido nombrado Profesor Asociado en la Universidad Autónoma de Madrid.

El Dr. Jesús Muñoz Fuente ha obtenido una beca postdoctoral del MEC (Formación de Personal Investigador en el Extranjero) una estancia de un año en el Missouri Botanical Garden (USA).