Aus Natur und Landschaft im Saarland

Jubiläumsband zum 30-jährigen Bestehen
der Arbeitsgemeinschaft
für tier- und pflanzengeographische
Heimatforschung im Saarland
DELATTINIA

Abh. 24 / 1998

Schriftenreihe

"Aus Natur und Landschaft im Saarland"

zugleich

Abhandlungen der DELATTINIA

24 / 1998

Herausgegeben
von der DELATTINIA
- Arbeitsgemeinschaft
für tier- und pflanzengeographische
Heimatforschung im Saarland e.V. -
und dem Minister für Umwelt,
Energie und Verkehr des Saarlandes

Abh. DELATTINIA **24:** 1 - 296 Saarbrücken 1998 ISSN 0948-6526

SCHRIFTLEITUNG:
DR. HARALD SCHREIBER
UNTER MITARBEIT VON
PROF. DR. RÜDIGER MUES

DRUCK:
ESCHL DRUCK
HOCHSTRASSE 4a
D-66583 SPIESEN-ELVERSBERG

VERLAG:
EIGENVERLAG DER DELATTINIA
FACHRICHTUNG BIOGEOGRAPHIE
UNIVERSITÄT DES SAARLANDES
D-66041 SAARBRÜCKEN

ERSCHEINUNGSORT:
SAARBRÜCKEN

Inhalt:

Mues, R.: Herrn Akad. Oberrat i.R. Dr. Erhard Sauer zu seinem 70. Geburtstag 7

Auer, C., Hanck-Huth, E., Anton, H., Lion, U. & R. Mues: Chromosomenzahlen heimischer Moose 11

Bettinger, A.: Ein Neufund für das Saarland: Die Doldige Schleifenblume (*Iberis umbellata* L.) 25

Bettinger, A. & A. Siegl: Auwälder im Saarland 27

Caspari, S., Wolff, P. & K. Offner: Bemerkungen zu Verbreitung, Morphologie und Ökologie des Laubmooses *Rhynchostegium alopecuroides* (Brid.) A.J.E. Sm. im saarländischen Hochwaldvorland 47

Düll, R.: Moose auf Basalt-Blockhalden in der Eifel und ihr Beziehungsinventar, mit besonderer Berücksichtigung ihrer Verbreitung, ihrer Lebensform und des ökologischen Zeigerwertes 57

Eschenbaum, M.: Der Allmendspfuhl bei Böckweiler, ein gelungenes Objekt praktischen Naturschutzes 69

Hans, F.: Beitrag zur Kenntnis der Ökologie, Soziologie und Verbreitung des Laubmooses *Rhynchostegiella curviseta* (Brid.) Limpr. im Saarland und den angrenzenden Gebieten 75

Heseler, U.: *Buxbaumia aphylla,Cryphaea heteromalla* und *Sematophyllum demissum* im Saarland: Zur Verbreitung und Gefährdung in Mitteleuropa seltener Laubmoose 81

Hild, J.: Flugsicherheitsbiologische Untersuchungen im Rhein-Mittelterrassenbereich östlich von Köln 109

Holz, I. & S. Caspari: Provisorischer Bestimmungsschlüssel für die in SW-Deutschland (Rheinland-Pfalz, Saarland, Baden-Württemberg) nachgewiesenen Arten der Laubmoos-Gattung *Schistidium* 119

Irsch, W. & E. Hahn (†): Die Vogelwelt des Flughafens Saarbrücken 127

John, V.: Neue Nachweise von Flechten im Saarland 141

Kraut, L.: Ein letzter Sandrasenstandort mit einigen bemerkenswerten Arten in Hassel 149

Lauer, H.: Höhlenmoosgesellschaften in der Pfalz 151

Reichert, H.: Beobachtungen und Versuche zur Fortpflanzung der Apfelrose, *Rosa villosa* L. *(R. pomifera* J. HERRMANN) 159

Rosinski, M.: Neufund des Taubenkropfes, *Cucubalus baccifer* L. (Nelkengewächse) im Saarland 167

Schmitt, J.A.: Parasitische Pilze an krautigen Gefäßpflanzen im Saarland. I Artnachweise in der Flora von Forbach und Umgebung (LUDWIG 1914) 171

Schneider, T. & C. Schneider: Der Ährenhafer, *Gaudinia fragilis* (L.) P.B., in der Flora der Nied und ihrer Grenzregionen (südöstliches Lothringen): Verbreitung, Standorte und Vergesellschaftung 179

Schneider, T., Schneider, C. & S. Caspari: Das Laubmoos *Leptodontium gemmascens* (Mitt. ex Hunt) Braithw. im Rheinischen Schiefergebirge und im Saar-Nahe-Bergland 195

Schreiber, H.: Ein Halbseitengynandromorph von *Argynnis paphia* L. (Lepidoptera, Nymphalidae) aus dem Saarland 213

Sesterhenn, G. & S. Caspari: *Scleropodium cespitans* (Müll.Hal.) L.F. Koch (Bryophyta, Brachytheciaceae) in Südwestdeutschland 219

Siegl, A. & D. Helms: Apophytirungsprozess von *Humulus lupulus*, L. in Saarbrücken 227

Staudt, A.: Funde seltener und bemerkenswerter Pflanzenarten im Saarland zwischen 1992 und 1998 237

Weicherding, F.J.: Neufunde bemerkenswerter Gefäßpflanzen-Arten im Saarbrücker Raum 255

Werner, J.: Bemerkenswerte Moosfunde aus der südlichen Eifel und aus dem unteren Moseltal 265

Wolff, P.: Die Rotalgen *Bangia atropurpurea* und *Hildenbrandia rivularis* im Saarland 275

Wunder, J.: Bryologische Untersuchungen auf unterschiedlich exponierten Blockhalden im NSG Hundsbachtal/Eifel unter Berücksichtigung der Phanerogamen Vegetation und des Mikroklimas 281

Akademischer Oberrat i. R. Dr. Erhard Sauer,
dem dieser Band von seinen ehemaligen Schülern und Kollegen
gewidmet ist.

Abh. DELATTINIA **24:** 11 - 24 Saarbrücken 1998 ISSN 0948-6526

Chromosomenzahlen heimischer Moose

von

Claudia Auer, Elisabeth Hanck-Huth, Hermann Anton, Ulrich Lion und Rüdiger Mues

Kurzfassung: Die Chromosomenzahlen von 55 Leber-, 2 Horn- und 17 Laubmoosen von Standorten überwiegend aus dem Saarland und Umgebung wurden an mitotischen Metaphasestadien ermittelt. Die Methodik wird detailliert beschrieben. Die meisten Zahlen waren aus der Literatur bereits bekannt und konnten bestätigt werden. Von *Marsupella brevissima* und *Geocalyx graveolens* wurden die Chromosomen erstmals gezählt, beide mit n=9. Schwerpunkte der Untersuchungen waren Chromosomenzählungen von *Riccia fluitans* und *R. rhenana* aus einem größeren Areal in Mitteleuropa und von einigen *Metzgeria*-Arten als Beitrag zur Charakterisierung dieser Taxa. Von zwei *Polytrichum formosum* -Proben wurden n=7 und n=14 Chromosomen ermittelt.

Schlüsselbegriffe: Chromosomenzahlen, Moose

Abstract: From samples mostly from the Saarland and surroundings the chromosome numbers of 55 liverwort-, 2 hornwort- and 17 moss-species have been determined using mitotic metaphases. The methods are described in detail. Most of the numbers had already been known from the literature and could be confirmed. This is the first determination of the chromosome numbers of *Marsupella brevissima* and *Geocalyx graveolens*, both with n=9. We stressed our investigations on *Riccia fluitans* and *R. rhenana* from a larger area in Middle Europe and on some *Metzgeria*-species as a contribution to the characterization of these taxa. From two *Polytrichum formosum*-samples we determined with n=7 and n=14 two different numbers, apparently associated with different size and different habitats.

Key words: chromosome numbers, bryophytes

Einleitung

Erste Arbeiten über Chromosomenzahlen von Moosen wurden schon um die Jahrhundertwende durchgeführt. NEWTON (1979) nennt hier z.B. Untersuchungen von FARMER (1895), VAN HOOK (1900), DAVIS (1901), BEER (1903) und MOORE (1905). Neuere zusammenfassende Arbeiten zu dieser Thematik finden sich bei FRITSCH (1982, 1991), GOLDBLATT & JOHNSON (1994, 1996), NEWTON (1983, 1989, 1990) und RAMSAY (1983).

Herrn Akad. Oberrat i. R. Dr. Erhard Sauer zum 70. Geburtstag

Chromosomenzahlen von Bryophyten sind i.d. Regel artspezifisch und variieren je nach Gattung und Art zwischen n=4 und n=66 (NEWTON 1989). Während die bisher bekannten Chromosomenzahlen der Hornmoose bei n=4, 5, 6 oder 8 und die der Lebermoose häufig bei n=9 liegen (FRITSCH 1991), findet man bei Laubmoosen eine wesentlich größere Variabilität, wobei hier häufig Zahlen mit n=10-14 vorkommen (RAMSAY 1983; FRITSCH 1991).

Das Ziel der dieser Publikation zugrunde liegenden Staatsexamensarbeiten (HANCK-HUTH 1994; AUER 1997) war die Ermittlung der Chromosomenzahlen heimischer Moose, teils zur Überprüfung schon bekannter Daten, teils zur Erfassung neuer Zahlen. Wie für Gefäßpflanzen auch, lassen sich die Chromosomenzahlen der Moose zu systematisch-taxonomischen Zwecken nutzen. So sollten auch unsere Ergebnisse im Zuge taxonomischer Arbeiten an heimischen Moosen Verwendung finden.

Material und Methoden

Die meisten Moosproben wurden von den Autoren im Saarland gesammelt. Einige Proben stammen aus anderen Bundesländern, Frankreich, Luxemburg, Marokko, Österreich und der Schweiz. In Tabelle 1 ist die Herkunft der Proben angegeben (in den wenigen Fällen, in denen eine Probe **nicht** von den Autoren gesammelt wurde, ist der Sammler genannt), alle wurden von den Autoren bestimmt und sind im Herbarium SAAR der Universität des Saarlandes hinterlegt.

Die in dieser Arbeit verwendete Nomenklatur richtet sich bei den Horn- und Lebermoosen nach GROLLE (1983), bei den Laubmoosen nach CORLEY et al. (1981) bzw. CORLEY & CRUNDWELL (1991). Da im Rahmen der vorliegenden Untersuchungen nur aus Europa gut bekannte Taxa bearbeitet wurden und diese in der zitierten Literatur auch eindeutig genannt sind, verzichten wir auf die Angabe der Autoren hinter den Moosnamen.

Die Chromosomen können nur von frischem Material nach Fixieren gezählt werden. In den meisten Fällen wurden die Moose am Standort gesammelt und danach unter definierten Bedingungen weiter kultiviert. Insbesondere die im Ausland während mehrwöchiger Exkursionen gesammelten Proben wurden beim Sammeln fixiert; nach unseren Erfahrungen sollte stets in den Vormittagsstunden bis zur Mittagszeit fixiert werden, etwa zwischen 09.00 und 13.00 Uhr; in diesem Zeitraum finden offensichtlich die meisten Mitosen statt. Zur Ermittlung der Chromosomenzahlen wurden i.d.Regel mitotische Metaphasestadien bearbeitet.

Zur Kultivierung wurden die am Naturstandort gesammelten Moose in Kulturgefäße überführt. Hierzu eignen sich farblose Einmach- oder Marmeladengläser oder Petrischalen. Unbrauchbar sind Gläser, in denen sich vorher sauer eingelegte Lebensmittel befanden; trotz mehrfachen Spülens solcher Gläser werden die darin kultivierten Moose nach wenigen Tagen braun und sterben ab. Die Gläser wurden mit Frischhaltefolie und einem Haushaltsgummi verschlossen, die Folie zur Luftversorgung mit einer Nadel mehrfach durchlöchert, die Petrischalen mit einem passenden Deckel abgedeckt. Die zu kultivierenden Moose sollten mit ihrem natürlichen Substrat in das Kulturgefäß überführt werden, ganz gleich, ob dies Erde, Stein/Fels oder Rinde ist. Vor der Kultur sollten andere Pflanzen weitgehend aus den Proben entfernt werden. Wichtig ist es, die Größe des Kulturgefäßes so zu wählen, daß die entsprechende Moosprobe möglichst den gesamten Gefäßboden bedeckt. Dadurch ist eine Austrock-

nung der Probe leichter zu vermeiden. Kultiviert wurden die Moose in einem Kühl-Brutschrank mit je 2x20 W Beleuchtungsröhren an der hinteren Wand und elektronisch digitaler Regelung. Die Kulturtemperaturen lagen bei 18-20 ° C, die Beleuchtung erfolgte mit ca. 3000 Lux in einem zeitlichen Intervall von 5.30 - 20.00 Uhr. Da im Innenraum des Kühl-Brutschrankes die mit einem Luxmeter gemessene Beleuchtungsstärke zwischen 250 und 3500 Lux variierte, wurde die Position der Kulturgefäße in regelmäßigen Abständen verändert. Unter den Kulturbedingungen verändern die Moose ihr Aussehen je nach Kulturdauer z.T. erheblich. So können sich z.B. Thalli von *Pellia epiphylla* rotviolett-gelbbraun verfärben. Die meisten thallösen Lebermoose zeigen Vergeilungserscheinungen, d.h. die Thallusäste verschmälern sich, werden heller und zeigen ein ausgeprägtes Richtungswachstum zur Lichtquelle. Derartige Erscheinungen sind bekannt (z.B. FRIES 1969) und haben keine negativen Auswirkungen auf die Chromosomenpräparation.

Die Moose müssen stets einheitlich befeuchtet sein. Dazu werden sie in regelmäßigen zeitlichen Abständen mit Leitungswasser fein besprüht, wobei sich keine Staunässe bilden darf; überschüssiges Wasser muß umgehend abgegossen werden. Feuchtigkeit ist für das Wachstum und damit für die Mitoseaktivität der Moose von besonderer Bedeutung. Ist sie zu gering, trocknen die Moose aus, ist sie zu hoch, kommt es zu Fäulnis- oder Algenbildung.

Aquatische Moose wie *Riccia fluitans* oder *R. rhenana* müssen im Wasser schwimmen, wobei das Wasser mindestens einmal pro Woche ausgetauscht werden muß.

Die Moose sollten solange kultiviert werden, bis sie optimales Wachstum zeigen; dazu sind i.d. Regel 10-14 Tage Kultur ausreichend.

Eine besondere Behandlung ist vor der Chromosomenpräparation der aquatischen *Riccia*-Arten erforderlich. Falls sie vom Naturstandort in schlecht entwickeltem Zustand gesammelt wurden (dies ist insbesondere im Spätherbst der Fall) müssen sie einige Zeit wie oben beschrieben schwimmend weiter kultiviert werden. Allerdings lassen sich von diesen Wasserformen keine geeigneten Metaphasestadien präparieren. Man muß die gut gewachsenen Wasserformen in Landformen umwandeln. Dazu wurden Thalli meist in mit lehmiger Erde belegte Petrischalen überführt (nach Wolff, pers. Mitteilung, eignet sich Rheinauelehm besonders gut!) und leicht auf das feuchte Substrat angedrückt. Seltener wurden auch andere Substrate wie Gartenerde oder bereits teilweise zersetztes Blattmaterial vom Naturstandort (Buchen-, Erlen-Blätter) verwendet; auch Material aus Sterilkulturen eignet sich zur Chromosomenzählung. Nach 6-8 Wochen erhält man die Landformen dieser *Riccia*-Arten, aus denen die Chromosomen meist problemlos zu zählen sind.

Als Fixierlösung wurde eine Mischung aus 3 Volumteilen unvergälltem absolutem Ethanol und 1 Volumteil Eisessig verwendet. Erst unmittelbar vor der Fixierung sollten beide Lösungen in einem geeigneten Probenglas gemischt werden, da sich nach längerem Stehen einer derartigen Mischung Essigsäureethylester bildet, der keine fixierende Wirkung hat (GEITLER 1949). Zum Fixieren wurden vom Moosmaterial entweder am Naturstandort oder aus der Kultur gut gewachsene, feuchte, nicht nasse Thallus- oder Astspitzen geerntet und mit einer spitzen Pinzette in die Fixierlösung gebracht. Je nach Größe der Pflanzenteile sollten nicht mehr als 10-20 Spitzen in einem Probenglas fixiert werden. Die Proben müssen vor der weiteren Aufarbeitung mindestens 20 Stunden fixiert sein, so sind sie mehrere Monate lagerfähig.

Nach der Fixierung heben sich die Scheitelzellen ± durchscheinend vom umge-

benden Gewebe ab und lassen sich so problemlos präparieren.

Zur weiteren Präparation werden die fixierten Pflanzenteile mit einer Pinzette aus der Fixierlösung entnommen und auf einen mit Alkohol gereinigten, staub- und fettfreien Objektträger gebracht. Die weiteren Arbeitsschritte werden unter dem Binokular mit 10-facher oder höherer Vergrößerung auf schwarzem Untergrund durchgeführt. Vor diesem Untergrund hebt sich das zu präparierende mitotisch aktive Scheitelzellgewebe besonders gut ab. Zur Vermeidung von Austrocknung sollte das fixierte Pflanzenteil auf dem Objektträger stets mit Fixierlösung befeuchtet sein. Man präpariert mit Hilfe eines spitzen, scharfen Skalpells und einer spitzen Pinzette das Scheitelzellgewebe heraus, überträgt es auf einen neuen, wie oben beschrieben vorbereiteten Objektträger und zerrupft das Gewebe etwas mit Skalpell und Pinzette. So läßt sich der anschließende Färbe- und Quetschvorgang optimal durchführen.

Dem präparierten Gewebe wird Orcein-Färbelösung zugesetzt und zwar nur soviel, daß sich ein Deckglas darauf luftblasenfrei auflegen läßt. Vor dem Quetschen läßt man, um eine gleichmäßige Färbung zu erzielen, das Deckglas 30-60 Sekunden aufliegen (DARLINGTON, LA COUR 1963). Die Intensität der Chromosomenfärbung hängt vom Pflanzenmaterial ab. Meist lassen sich die Chromosomen bereits nach 4-5 Tagen gut erkennen. Da man bei thallösen und foliosen Moosen unterschiedliche Präparationsmethoden anwenden muß, werden diese im folgenden erläutert.

Thallöse Horn- und Lebermoose sollten von der Unterseite her präpariert werden, da so die Scheitelzellregion besser erkennbar ist. Bei herzförmigen Thalli liegt sie an der nach innen eingezogenen Stelle, bei Thalli mit verdicktem, rippenartigem Mittelteil befindet sie sich am Ende dieses Thallusteils. Man schneidet mit dem Skalpell einen dreieckigen Ausschnitt der Scheitelzellregion heraus.

Auch bei foliosen Leber-und Laubmoosen erfolgt die Präparation von der Rückseite. Zunächst werden die älteren Blätter entfernt bis man die milchigweiß-opal gefärbte, noch von jungen Blättchen umgebene Scheitelzellregion erkennt. Nun trennt man diese Region vom Ast ab und präpariert auf dem Objektträger soweit wie möglich auch die Reste der jungen Blätter ab: je weniger Blätter bzw. Blatteile, desto besser die anschließende Chromosomenpräparation.

Die Orcein-Färbelösung wird folgendermaßen hergestellt: man mischt 50 ml 90% Milchsäure und 50 ml 90% Eisessig mit 2.5 g Orcein in einem verschließbaren Kolben und schüttelt durch, bis das Orcein gelöst ist. Die Mischung läßt man 24 Stunden stehen. Es setzt sich ein Bodensatz ab, den man abfiltriert. Die fertige Färbelösung wird in dunkler Glasflasche bei Zimmertemperatur unter Lichtabschluß aufbewahrt und ist ± unbegrenzt haltbar. Nach unseren Erfahrungen färben ältere Orcein-Lösungen besser als frisch angesetzte. Vor jedem Gebrauch, insbesondere nach längerem Stehen, sollte die Lösung filtriert werden.

Nach Beendigung der Färbung muß das Pflanzengewebe gequetscht werden. Es hat sich gezeigt, daß dies mit größtem Erfolg mit Hilfe eines Schraubstocks durchgeführt wird. Dazu wird das Präparat fest zwischen den Backen des Schraubstocks eingespannt und das überschüssige Orcein mit saugfähigem Filterpapier (z.B. Whatman 3 MM) aufgenommen. Zum Schutz von Deckglas und Objektträger werden je 2 Lagen exakt übereinander liegende Filterpapierstreifen unter den Objektträger (3 x 7 cm) und auf das Deckglas (3.5 x 3.5 cm) gelegt. Zwischen diesem Filterpapier wird der Objektträger mit dem Präparat gerade so fest im Schraubstock gepreßt, daß das Präparat nicht zerspringt. Um hier den richtigen Druck auszuüben, bedarf es einiger

Übung. Ist der Druck zu gering, erkennt man keine brauchbaren Metaphasestadien, ist er zu stark, zerbricht das Präparat. Nach dem ersten Preßvorgang wird das Präparat soweit gelockert, daß man es um einige mm nach einer Seite verschieben kann. Danach wird es wieder eingespannt und erneut gepreßt. Dieser Vorgang wird so oft wiederholt bis alles überschüssige Orcein entfernt ist und nur noch ein rosa Orcein-Rückstand das Objekt färbt.

Sehr wichtig ist es, darauf zu achten, daß es zu keiner Verschiebung zwischen Deckglas und Objektträger kommt, da sonst die gepreßten Pflanzenzellen ebenfalls verschoben oder zerrissen werden und damit das Präparat unbrauchbar wird.

Anschließend sollten die Ränder des Deckglases mit einer Vulkanisierflüssigkeit umgehend versiegelt werden, damit das Präparat nicht austrocknet. Zum Wiedererkennen sollte es mit einer Kennummer, dem Artnamen des Mooses und dem Datum der Präparation versehen sein. Diese Beschriftung sollte stets auf der gleichen Seite des Objektträgers, z.B. rechts vom Deckglas erfolgen. Derartige Quetschpräparate sind im Kühlschrank mindestens 2 Wochen, in manchen Fällen auch bis zu 2 Monaten haltbar. In dieser Zeit sollte auch die Auswertung erfolgen.

Präparate mit guten Metaphaseplatten sollten als Dauerpräparate angelegt werden. Hier erwies sich die Präparationsmethode modifiziert nach GEITLER (1949) und FRITSCH (1981) als optimal. Man entfernt vorsichtig die randlich aufgetragene, verhärtete Vulkanisierflüssigkeit und fixiert die Position des Deckglases mit einer rostfreien Büroklammer auf dem Objektträger. So werden die Objekte für 24 Stunden in 70% unvergälltem Ethanol in einem dicht verschlossenen Gefäß, das gelegentlich leicht geschüttelt wird, aufbewahrt. Essigsäure, Milchsäure und überschüssiges Orcein diffundieren aus dem Präparat hinaus. Anschließend wird das Objekt für 2-4 Tage zur endgültigen Entwässerung in absolutem Ethanol gelagert. Danach wird das Präparat an der Luft getrocknet und das Deckglas mit einer Rasierklinge seitlich angehoben. Mit einer Pasteurpipette wird ein Einbettungsmittel, z.B. Euparal oder DePeX zugetropft. Nach Absetzen des Deckglases werden seine Ränder mit Harz versiegelt. Die so hergestellten Dauerpräparate müssen mindestens 1 Woche in flacher Lage trocknen. Diese Konservierungsmethode ist sehr schonend und bewahrt das Präparat vor Schrumpfungen oder Rissen und damit vor dem Verlust der zu konservierenden Metaphaseplatten.

Die Auswertung der Quetschpräparate erfolgt mit einem guten Mikroskop. Dazu werden die sauberen Präparate im Kreuztisch des Mikroskops festgeklemmt. Zum späteren Wiederfinden einer Metaphaseplatte muß die Noniuseinstellung des Kreuztisches für alle Präparate stets auf dem gleichen Ausgangswert eingestellt sein, und der Objektträger muß stets mit der Beschriftung auf der gleichen Seite, also z.B. nach rechts in den Kreuztisch eingespannt werden. Diese Kreuztischeinrichtung eignet sich vorzüglich zum systematischen Durchmustern des Präparats. Mit der entsprechenden Noniuseinstellung des Kreuztisches können dann die im Präparat vorliegenden Metaphaseplatten exakt angegeben werden, wobei jede genau im Fadenkreuz des Meßokulars zentriert sein sollte. Man schreibt die Noniuswerte auf den Objektträger und kann so in Dauerpräparaten problemlos auch nach Wochen ohne langes Suchen die entsprechenden Metaphaseplatten sofort wiederfinden (ROMEIS 1989).

Zur Ermittlung von vorhandenen Metaphasestadien reichen in den meisten Fällen 20-40-fach vergrößernde Objektive, bei 12er Okularen also eine 240-480fache Vergrößerung. Zur genauen Auswertung der Metaphaseplatten ist dagegen stets ein

100er Ölimmersionsobjektiv mit Immersionsöl nötig, bei 12er Okularen also 1200fache Vergrößerung. Zur Dokumentation sehr kleiner Chromosomen ist ein 20er Okular von Vorteil.

Die Dokumentation der Karyogramme kann entweder mittels eines Abbeschen Zeichenapparates oder durch Photographieren mit anschließendem Abzeichnen erfolgen.

Die Zeichnungen mit einem zum Mikroskop passenden Zeichenapparat wurden stets bei 2000-facher Vergrößerung durchgeführt. Steht ein Mikroskop mit Photoaufsatz zur Verfügung, dann können vom Präparat direkt Diapositive aufgenommen werden. Da die Chromosomen eines Metaphasestadiums in einem Präparat selten in einer Ebene liegen, müssen mehrere Aufnahmen in Folge bei verschiedenen Schärfeebenen aufgenommen werden. Zur Auswertung und Dokumentation der mit dieser Methode aufgenommenen Metaphasestadien werden die Diapositive auf eine (Lein)-Wand projiziert. Damit die später mit dieser Methode abgebildeten Chromosomen unterschiedlicher Präparate eine ungefähr vergleichbare Größe haben, muß der Abstand zwischen Projektor und Wand stets gleich sein. Man malt die Umrisse der an die Wand projizierten Chromosomen auf ein weißes Blatt Papier. Falls wegen der unterschiedlichen Lage der Chromosomen von einem Metaphasestadium mehrere Diapositive aufgenommen wurden, müssen auch mehrere Zeichnungen angefertigt werden, die dann später zu einem Bild zusammengefaßt werden können.

Zur Ergebnisabsicherung wurden von allen untersuchten Moosproben mindestens 10 verschiedene Präparate ausgewertet.

Um die nötige Handfertigkeit für die o.a. Methodik zu erhalten, eignen sich als ideale "Einsteigepräparate" zum Üben die thallösen Lebermoose *Aneura pinguis* und *Pellia epiphylla*. Beide Moose sind relativ häufig zu finden, ihre Scheitelzellregionen lassen sich gut erkennen und präparieren, die großen Chromosomen färben sehr gut und in kurzer Zeit (wenige Minuten!) an und sind demzufolge gut nachzuweisen. Falls es gelingt, die Chromosomen eines dieser beiden Lebermoose eindeutig zu erkennen, sollte dies auch bei anderen Moosarten möglich sein.

Ergebnisse und Diskussion

Die von uns ermittelten Chromosomenzahlen heimischer Moose stimmen weitgehend mit denen früherer Autoren überein und sind den in der Einleitung genannten Literaturstellen zu entnehmen. Unter den von uns bearbeiteten Moosen sind jedoch auch zwei Arten, von denen nach unseren Literaturrecherchen bisher keine Chromosomenzahlen bekannt waren: die beiden Lebermoose *Marsupella brevissima* und *Geocalyx graveolens*, beide mit n=9. Erst die zweite bzw. dritte Zählung und damit Bestätigung des ersten bzw. der beiden ersten Ergebnisse aus der Literatur, z.T. ermittelt von Standorten außerhalb Mitteleuropas, wurde für die Lebermoose *Anthelia julacea*, *Fossombronia wondraczekii*, *Jungermannia exsertifolia ssp. cordifolia* und *Lophozia wenzelii* mit n=9 und für die Laubmoose *Encalypta streptocarpa* mit n=13 sowie *Campylopus introflexus* mit n=12 durchgeführt.

Die Wasserformen der beiden aquatischen Lebermoostaxa *Riccia fluitans* und *R. rhenana* lassen sich kaum unterscheiden. Dagegen besitzt die Landform von *R. rhenana* kurze, breite, die von *R. fluitans* lange, schmale Thalluslappen (Abb. 1). Die Thalli beider Taxa sind an der Oberseite gefeldert (Gegensatz zu *R. canaliculata* und *R. dup-*

lex, MÜLLER 1954-58). Zur Überprüfung dieser Beobachtungen wurden von 22 *R. fluitans*- und 14 *R. rhenana*-Proben aus einem größeren Bereich ihres Areals in Mitteleuropa die Chromosomen gezählt und für *R. fluitans* jeweils n=8, für *R. rhenana* n=16 Chromosomen nachgewiesen. Damit konnten die für beide Taxa in der Literatur angegebenen Chromosomenzahlen bestätigt werden. Die breiten Landformthalli ließen sich zweifelsfrei dem Taxon mit 16 Chromosomen *(R. rhenana)*, die schmalen Landformthalli dem Taxon mit 8 Chromosomen (*R. fluitans*) zuordnen. Wir sehen uns somit in der Lage, beide Taxa sicher unterscheiden zu können und überprüfen diese Beobachtungen auch gerne an Proben unsicherer Zuordnung, die uns von Interessenten zugesandt werden. Die Proben müssen nur am Leben sein, damit wir sie kultivieren und die Chromosomen zählen können. Versuche, beide Taxa mit Hilfe ihres Flavonoidmusters zu unterscheiden, brachten nicht das aus zweidimensionalen Übersichts-Dünnschichtchromatogrammen erwartete Ergebnis (LION, 1999). Die meisten Proben beider Taxa stellte uns Herr Peter Wolff, Geochemie, Universität des Saarlandes, zur Verfügung, wofür ihm an dieser Stelle herzlich gedankt sei.

Bei einer sterilen Probe von *Riccardia latifrons* aus dem Saarland waren wir nicht ganz sicher, ob es sich um *R. latifrons* oder *R. palmata* handelt. Beide Arten unterscheiden sich u.a. durch ihre Chromosomenzahlen: *R. latifrons* n=20, *R. palmata* n=10. Von der fraglichen Probe konnten wir zweifelsfrei n=20 Chromosomen zählen und sie somit eindeutig als *R. latifrons* identifizieren.

Der Nachweis der Chromosomenzahlen ist für die eindeutige Ansprache einiger Taxa der thallösen Lebermoosgattung *Metzgeria* unbedingt erforderlich. So lassen sich die von MÜLLER (1954-58) und auch noch von GROLLE (1981) UNTERSCHIEDENEN Arten *M. conjugata* und *M. simplex* nach unseren Erfahrungen nach den bei MÜLLER (1954-58) angegebenen Merkmalen nicht unterscheiden. Die einzige Möglichkeit der Differenzierung ist die Ermittlung der Chromosomenzahlen: für *M. conjugata* n=18, für *M. simplex* n=9. Nun kommt in unserem Untersuchungsgebiet meist auf felsiger Unterlage eine Rasse von *M. furcata* vor, die mit ihren relativ breiten Thalli ohne oder nur mit wenigen Adventivsprossen einer kleinen *M. conjugata* bzw. *M. simplex* sehr ähnlich sieht (SAUER, MUES 1994). Von *M. furcata* werden in der Literatur n=8 Chromosomen angegeben, die finden auch wir bei der "Normalform"; die epilithische Form dagegen hat n=9 Chromosomen (eine vergleichbare *M. furcata*-Form, ebenfalls mit 9 Chromosomen, kommt auch in England vor; NEWTON, pers. Mitteilung). Damit besitzt sie den gleichen Chromosomensatz wie *M. simplex*. Der einzige greifbare Unterschied zwischen diesen beiden Taxa liegt in der Geschlechterverteilung: *M. simplex* ist wie *M. conjugata* gemischtgeschlechtig, *M. furcata* dagegen getrenntgeschlechtig. Zu einem Vergleich der Flavonoidmuster dieser Taxa mit dem Ziel einer schnellen chromatographischen Differenzierung reicht die bisher vorhandene, durch Chromosomenzählung eindeutig definierte Probenzahl nicht aus. Wir sind also an weiteren lebenden Proben dieser Taxa sehr interessiert, um unsere Beobachtungen auf eine breitere Basis zu stellen.

Für *Polytrichum formosum* werden in der Literatur meist n=7, seltener n=6 oder n=14 Chromosomen angegeben (FRITSCH 1991). Eine *P. formosum*-Probe aus einem Buchenwald bei Kirkel im Saarland mit typischem Habitus wies wie erwartet n=7 Chromosomen auf. Dagegen fanden wir im Schwarzweiherflußtal bei Lautzkirchen im Saarland eine Probe von einer sumpfigen Stelle in Bachnähe mit *Sphagnum palustre*, also einem typischen *P. commune*-Standort. Die Pflanzen waren in ihrer Größe auch

einer *P. commune* zum Verwechseln ähnlich. Der Blattquerschnitt erbrachte jedoch eindeutig **keine** eingedellte Spitzenzelle der Assimilationslamellen, so daß dieses Taxon *P. formosum* zugeordnet werden muß. Die Chromosomenzählung der Probe ergab n=14 Chromosomen. Dieses Ergebnis zeigt nicht nur, daß jede vermeintliche *P. commune*-Probe geschnitten werden muß, sondern auch, wie im Falle von *Metzgeria furcata*, daß es in unserer Moosflora morphologisch unterschiedliche Chromosomenrassen von Moosarten gibt. Deshalb erscheint es uns wichtig, solche Moosproben cytologisch zu untersuchen, die einen abweichenden Habitus zeigen. Möglicherweise sind diese cytologischen Rassen auch mit entsprechenden ökologischen Ansprüchen korreliert wie im Falle der o.g. Proben von *M. furcata* und *P. formosum*. Natürlich werden wir versuchen, weitere Proben dieser *P. commune*-ähnlichen *P. formosum*-Form zu finden und ihre Chromosomen zu zählen, um die o.g. Korrelation zu bestätigen. FRITSCH (1987) gibt für *P. formosum*-Proben aus dem Harz n=7 und n=14 an, ohne jedoch auf das Aussehen und die Ökologie der entsprechenden Proben näher einzugehen. Er schreibt lediglich: " Wie in Japan und wie auch in anderen Teilen Europas sind im Harz häufiger diploide (n=7) als tetraploide Pflanzen (n=14) von *Polytrichum formosum* anzutreffen. Für Mitteleuropa ist die letztgenannte Zählung der erste Nachweis der tetraploiden Stufe."

Wir sind der Auffassung, daß man die Chromosomenuntersuchung bei Moosen auch in Mitteleuropa intensivieren sollte, denn es kann durchaus sein, daß sich damit verschiedene taxonomische Probleme lösen oder doch besser erklären lassen. Wir sind gerne bereit hier mitzuhelfen.

Danksagung

Wir möchten uns bei Frau Dr. Helene Bischler, Paris, bedanken, die E. Hanck-Huth die Möglichkeit gegeben hat, sich in ihrem Labor in die wichtigsten Techniken zur Thematik einzuarbeiten.

Tab. 1: Untersuchte Moosarten mit Herkunft und ermittelten Chromosomenzahlen. (geordnet nach GROLLE 1983, und CORLEY et al., 1981)

Art	Herkunft	Chromosomenzahl (n=)
Hornmoose - Anthocerotopsida		
Anthocerotaceae		
* *Anthoceros agrestis*	Bilsdorf, Saarland, 6606. 225	5
Phaeoceros carolinianus	Bilsdorf, Saarland, 6606. 225	5
Lebermoose - Marchantiopsida		
Marchantiidae		
Marchantiales		

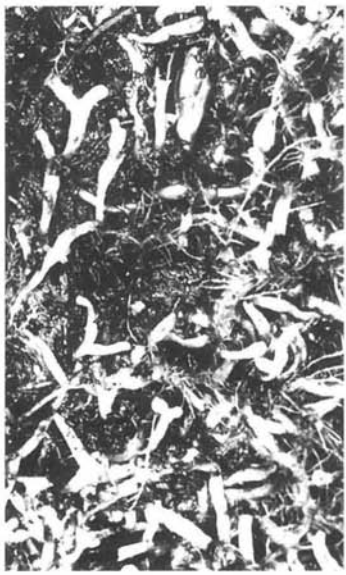
* Von den unterstrichenen Arten wurden mehrere Proben verschiedener Standorte gezählt, die Zahlen waren identisch; nur 1 Standort ist in der Tabelle angegeben.

Art	Herkunft	Chromosomenzahl (n=)
Targioniaceae		
Targionia lorbeeriana	Imouzzer, Marokko, coll. K.-P. Adam	27
Conocephalaceae		
Conocephalum conicum	Saarbrücken, Saarland, 6708.331	9
Lunulariaceae		
Lunularia cruciata	Saarbrücken, Saarland, 6708.133	9
Marchantiaceae		
Marchantia polymorpha	Saarbrücken, Saarland, 6708.133	9
Preissia quadrata	Hassel, Saarland, 6709.131	9
Ricciaceae		
Riccia ciliifera	Halle, Saale, Sachsen-Anhalt	8
Riccia glauca	Fechingen, Saarland, 6708.334	9
Riccia fluitans	Hassel, Saarland, 6709.131	*8*
Riccia rhenana	Markelfingen, Bodensee, Baden-Württemberg, 8220.313	16
Jungermanniidae		
Metzgeriales		
Metzgeriaceae		
Metzgeria conjugata	Überlosheim, Saarland, 6507.112 coll. K.-P. Adam	18
Metzgeria furcata	Kirkel, Saarland, 6709.221	8
Metzgeria furcata	Saarbrücken, Saarland, 6708.331	9
Metzgeria simplex	Nusbaum, Südeifel, Rheinl.-Pfalz 6104.122	9
Aneuraceae		
Aneura pinguis	Rehlingen, Saarland, 6606.132	10
Riccardia chamedryfolia	Nusbaum, Südeifel, Rheinl.-Pfalz, 6104.122	30
Riccardia latifrons	Lautzkirchen, Saarland, 6709.135	20
Pelliaceae		
Pellia epiphylla	Kirkel, Saarland, 6709.221	9
Pellia neesiana	Umhausener Wasserfall, Ötztal, Österreich	9
Blasiaceae		
Blasia pusilla	Umhausener Wasserfall, Ötztal, Österreich	9
Codoniaceae		
Fossombronia wondraczekii	St.Nikolaus, Saarland, 6806.225	9
Jungermanniales		
Lophoziaceae		
Barbilophozia attenuata	Steinbachtal, Saarschleife, Saarland, 6505.113	9
Barbilophozia barbata	Umhausener Wasserfall, Ötztal, Österreich	9

Art	Herkunft	Chromosomenzahl (n=)
Lophozia badensis	Breitfurt, Saarland, 6809.211	9
Lophozia incisa	Lavin, Unterengadin, Schweiz	9
Lophozia obtusa	Zwieselstein, Ötztal, Österreich	9
Lophozia ventricosa	Waldhölzbach, Saarland, 6406.135	9
Lophozia wenzelii	Lavin, Unterengadin, Schweiz	9
Tritomaria quinquedentata	Umhausener Wasserfall, Ötztal, Österreich	9
Jungermanniaceae		
Jamesoniella autumnalis	Saarbrücken, Saarland, 6708.331	9
Jungermannia exsertifolia ssp. cordifolia	Oberalp-Paß, Schweiz, coll. M. Trennheuser	9
Jungermannia hyalina	Umhausener Wasserfall, Ötztal, Österreich	9
Nardia scalaris	Kirkel, Saarland, 6709.221	9
Gymnomitriaceae		
Marsupella brevissima	Lavin, Unterengadin, Schweiz	9
Marsupella emarginata	Waldhölzbach, Saarland, 6709.221	9
Plagiochilaceae		
Plagiochila asplenioides	Gersheim, Saarland, 6809.315	9
Plagiochila porelloides	Saarbrücken, Saarland, 6708.331	9
Geocalycaceae		
Chiloscyphus pallescens	Breitfurt, Saarland, 6809.221	18
Chiloscyphus polyanthos	Hoof, Saarland, 6509.115, coll. F. Cullmann	9
Lophocolea bidentata	Kirkel, Saarland, 6709.221	9
Lophocolea heterophylla	Kirkel, Saarland, 6709.221	9
Geocalyx graveolens	Nusbaum, Südeifel, Rheinl.-Pfalz, 6104.122	9
Scapaniaceae		
Diplophyllum albicans	Kirkel, Saarland, 6709.221	9
Scapania nemorea	Hassel, Saarland, 6709.131	9
Scapania undulata	Waldhölzbach, Saarland, 6406.135	9
Cephaloziaceae		
Nowellia curvifolia	Kirkel, Saarland, 6709.221	9
Antheliaceae		
Anthelia julacea	Lavin, Unterengadin, Schweiz	9
Lepidoziaceae		
Bazzania trilobata	Waldhölzbach, Saarland, 6406.135	10
Lepidozia reptans	Kirkel, Saarland, 6709.221	9
Calypogeiaceae		
Calypogeia muelleriana	Waldhölzbach, Saarland, 6406.135	18
Trichocoleaceae		
Trichocolea tomentella	Bollendorf, Südeifel, Rheinl.-Pfalz, 6104.133	9

Art	Herkunft	Chromosomenzahl (n=)
Ptilidiaceae		
Ptilidium ciliare	Kirkel, Saarland, 6709.221	9
Ptilidium pulcherrimum	Kirkel, Saarland, 6709.221	9
Radulaceae		
Radula complanata	Gräfinthal, Saarland, 6808.333	12
Porellaceae		
Porella platyphylla	Gräfinthal, Saarland, 6808.333	9
Frullaniaceae		
Frullania dilatata (männl.)	Waldhölzbach, Saarland, 6406.411	8
Frullania dilatata (weibl.)	Peppenkum, Saarland, 6809.423	9
Frullania tamarisci	Peppenkum, Saarland, 6809.423	9
Laubmoose - Bryopsida		
Sphagnales		
Sphagnaceae		
Sphagnum palustre	Kirkel, Saarland, 6709.221	38
Polytrichales		
Polytrichaceae		
Atrichum undulatum	Kirkel, Saarland, 6709.221	7
Polytrichum formosum	Kirkel, Saarland, 6709.221	14
Polytrichum formosum	Lautzkirchen, Saarland, 6709.135	7
Fissidentales		
Fissidentaceae		
Fissidens dubius	Breitach-Klamm, Allgäu, Bayern	12
Fissidens taxifolius	Erfweiler-Ehlingen, Saarland, 6809.112	12
Dicranales		
Dicranaceae		
Campylopus introflexus	St.Nikolaus, Saarland, 6806.225	12
Dicranella heteromalla	Niederwürzbach, Saarland, 6709.311	14
Diranum scoparium	Schnellbach,Rhein-Hunsrück-Kreis, Rheinl.-Pfalz	12
Leucobryum glaucum	Lautzkirchen, Saarland, 6709.135	11
Pottiales		
Encalyptaceae		
Encalypta streptocarpa	Hassel, Saarland, 6709.131	13
Pottiaceae		
Bryoerythrophyllum recurvirostrum	Hassel, Saarland, 6709.131	13
Grimmiales		
Grimmiaceae		
Racomitrium aciculare	Schöndorf bei Trier, Rheinl.-Pfalz, 6306.125	13
Bryales		

Art	Herkunft	Chromosomen-zahl (n=)
Mniaceae		
Plagiomnium undulatum	Gräfinthal, Saarland, 6808.333	8
Hookeriales		
Hookeriaceae		
Hookeria lucens	Breitach-Klamm, Allgäu, Bayern	12
Thuidiales		
Thamniaceae		
Thamnobryum alopecurum	Gräfinthal, Saarland, 6808.333	11
Thuidiaceae		
Anomodon viticulosus	Gräfinthal, Saarland, 6808.333	11
Hypnobryales		
Brachytheciaceae		
Brachythecium rutabulum	Lautzkirchen, Saarland, 6709.135	12



Riccia fluitans, x 2 nat. Größe

Riccia rhenana, x 3.5 nat. Größe

Abb. 1: Landformen von *Riccia fluitans* L. emend. Lorbeer und *Riccia rhenana* Lorbeer (Photos: P. Wolff)

LITERATUR

AUER, C. (1997): Neue experimentelle Untersuchungen zu Chromosomenzahlen von Laub-, Leber- und Hornmoosen. Staatsexamensarbeit, Saarbrücken.

CORLEY, M.F.V. & A.C. CRUNDWELL (1991): Additions and amendments to the mosses of Europe and the Azores. J. Bryol. **16**: 337-356.

CORLEY M.F.V., A.C. CRUNDWELL, R. DÜLL, M.O. HILL & A.J.E. SMITH (1981): Mosses of Europe and the Azores; an annotated list of species, with synonyms from the recent literature. J. Bryol. **11**: 609-689.

DARLINGTON, C.D. & L.F. LA COUR (1963): Methoden der Chromosomenuntersuchung. Kosmos, Frankh'sche Verlagshandlung, Stuttgart.

FRIES, K. (1969): Kultur einiger thallöser Lebermoose auf natürlichen Substraten und bei Kunstlicht. Flora, Abt. B, **158**: 565-579.

FRITSCH, R. (1982): Index to plant chromosome numbers - Bryophyta. Regnum Vegetabile **108**, Bohn, Scheltema & Halkema, Utrecht/Antwerpen.

FRITSCH, R. (1987): Zytologische Untersuchungen an Bryophyten aus dem Harz. III. Chromosomenzahlen von Laubmoosen. HERZOGIA **7**: 459-483.

FRITSCH, R. (1991): Index to bryophyte chromosome counts. Bryophytorum Bibliotheca **40**, Cramer, Berlin/Stuttgart.

GEITLER, L. (1949): Schnellmethoden der Kern- und Chromosomenuntersuchung. 3. Aufl. Springer, Wien.

GOLDBLATT, P. & D.E. JOHNSON (1994): Index to plant chromosome numbers 1990-1991. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden **51**.

GOLDBLATT, P. & D.E. JOHNSON (1996): Index to plant chromosome numbers 1992-1993. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden **58**.

GROLLE R. (1983): Hepatics of Europe including the Azores: an annotated list of species, with synonyms from the recent literature. J. Bryol. **12**: 403-459.

HANCK-HUTH, E. (1994): Experimentelle Untersuchungen zu Chromosomenzahlen von Moosen mit besonderer Berücksichtigung der Lebermoosgattung *Riccia*. Staatsexamensarbeit, Saarbrücken.

LION, U. (1999): Phytochemische Untersuchungen an den Lebermoosen *Riccia fluitans*, *R. rhenana* und *Saccogyna viticulosa* mit neuen Ergebnissen zur Charakterisierung der beiden *Riccia*-Arten. Dissertation, Saarbrücken.

MÜLLER, K. (1954-58): Die Lebermoose Europas. In: Rabenhorst's Kryptogamen-Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz, VI. Band, 1. Abtlg., Akademische Verlagsgesellschaft Geest & Portig, Leipzig.

NEWTON, M.E. (1979): Chromosome morphology and bryophyte systematics. In: Bryophyte Systematics. (Clarke, G.C.S. & J.G. Duckett, eds.), p. 207-229, Academic Press, London.

NEWTON,, M.E. (1983): Cytology of the Hepaticae and Anthocerotae. In: New Manual of Bryology (Schuster, R.M., ed.), p. 117-148, The Hattori Botanical Laboratory, Nichinan.

NEWTON,, M.E. (1989): A practical guide to bryophyte chromosomes. Brit. Bryol. Soc., Special Vol. 2, Cardiff.

NEWTON,, M.E. (1990): Genetic structure of hepatic species. Bot. J. Linn. Soc. **104**: 215-229.

RAMSAY, H. (1983): Cytology of mosses. In: New Manual of Bryology (Schuster, R.M., ed.), p. 149-221, The Hattori Botanical Laboratory, Nichinan.

ROMEIS, B. (1989): Mikroskopische Technik, (Böck, P., ed.), 17. Aufl., Urban & Schwarzenberg, München.

SAUER, E. & R. MUES (1994): Liste der Moose des Saarlandes und angrenzender Gebiete mit Bemerkungen zu kritischen Taxa. Aus Natur und Landschaft im Saarland. Abh. DELATTINIA **21**: 107-143.

Anschrift der Autoren/innen:

Claudia Auer, Elisabeth Hanck-Huth, Hermann Anton,
Ulrich Lion u. Prof. Dr. Rüdiger Mues
Universität des Saarlandes
Fachrichtung 13.1 Botanik
Postfach 151150
D-66041 Saarbrücken

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Delattinia

Jahr/Year: 1998

Band/Volume: 24

Autor(en)/Author(s): Auer Claudia, Hanck-Huth Elisabeth, Anton Hermann, Lion Ulrich, Mues Rüdiger

Artikel/Article: Chromosomenzahlen heimischer Moose 11-24