



universität
wien

MASTERARBEIT

Titel der Masterarbeit

Das Pflanzenreich: Moose

Verfasser

Gregor POGÖSCHNIK, BSc.

angestrebter akademischer Grad

Master of Science (MSc)

Wien, 2011

Studienkennzahl lt. Studienblatt:

A 066 832

Studienrichtung lt. Studienblatt:

Masterstudium Pflanzenwissenschaften

Betreuerin / Betreuer:

Ao. Prof. Dr. Irene Lichtscheidl

Danksagung

An erster Stelle möchte ich meinen Eltern danken, die mir das Studium der Biologie ermöglicht haben und mich länger als zumutbar finanziell und geistig unterstützt haben.

Frau Prof. Dr. Irene Lichtscheidl danke ich für diese einmalige Gelegenheit, diese außergewöhnliche Diplomarbeit schreiben zu dürfen und mir die nötige Zeit für eine nach meinen Vorstellungen zufriedenstellende Arbeit zu geben. Ich danke ihr außerdem für ihre Unterstützung und Visionen, die den Film zu dem gemacht haben was er jetzt ist.

Besonderer Dank geht auch an Herr Doz. Mag. Dr. Harald Zechmeister, für die starke fachliche Unterstützung und seinen Auftritt als Moosexperte im vorliegenden Film.

Helmut Goldammer und Gregor Eder danke ich für die Hilfe in technischen Belangen und der Umsetzung der vielen Ideen unter schweren Aufnahmebedingungen.

Ich danke Prof. Dr. Christian Berg für die Möglichkeit im außerordentlich gut bestückten Moosgarten des Botanischen Institutes Graz zu filmen.

Ich danke meinen Freunden David Auner, Gero Dennig, Nicole Somweber und Daniel Hasibar für die technische Unterstützung und den kreativen Beitrag zum Film.

Schließlich danke ich noch allen Kollegen und Freunden der Abteilung Zellphysiologie und wissenschaftlicher Film für die herzliche Unterstützung und die lehrreiche Zeit die ich mit ihnen in den letzten Jahren verbringen durfte.

Wien am 8.3.2011

Gregor Pogöschnik

1 ZIELSETZUNG	1
2 ZUSAMMENFASSUNG	3
3 ABSTRACT	5
4 EINLEITUNG	7
4.1 Bryophyten	7
4.1.1 Morphologie.....	7
4.1.2 Ökophysiologie.....	8
4.1.3 Omnipotenz	8
4.1.4 Ökologie	9
4.1.5 Ökonomische Bedeutung	9
4.1.6 Modellpflanzen	9
4.2 Der Lehrfilm	10
4.2.1 Dimensionen	10
4.2.2 Gliederung.....	11
5 MATERIAL UND METHODE	12
5.1 Objekte	12
5.2 <i>in vitro</i> Kultivierung	12
5.2.1 Sterilisation	12
5.2.2 Kulturmedien	13
5.2.3 <i>Benecke</i>	14
5.2.4 Kulturbedingungen	14
5.3 Beobachtung der Moose	15
5.3.1 Makrobeobachtungen	15
5.3.2 Stereo-Mikroskopie.....	16
5.3.3 Lichtmikroskopie	16
5.3.4 Raster Elektronen Mikroskopie.....	17
5.4 Details zur Dokumentation der Moose	19
5.4.1 Kameras	19
5.4.2 Kamerasteuerung.....	19
5.4.3 Optik.....	20

5.4.4 Videoformate	21
5.4.5 Licht	21
5.4.6 Zeitraffung	21
5.4.7 Mikroaufnahmen.....	22
5.4.8 Image Stacking	23
5.5 Postproduktion	24
5.5.1 Bild- und Videobearbeitung	24
5.5.2 Animation	24
5.5.3 Ton.....	24
5.5.4 Interview	25
6 ERGEBNISSE.....	26
6.1 Einleitung & Evolution	26
6.2 Morphologie & Lebensraum	29
6.3 Ökophysiologie	33
6.4 Sexuelle Vermehrung.....	39
6.5 Vegetative Vermehrung.....	51
6.6 Ökologie.....	53
7 DISKUSSION	59
7.1 Technik	59
7.1.1 Video	59
7.1.2 Mikroskopie.....	60
7.1.3 Zeitraffung.....	61
7.1.4 Audio	63
7.1.5 Rasterelektronenmikroskopie.....	63
7.1.6 Animation	64
7.2 Bedeutung für die Lehre.....	64
7.3 Ökologische Bedeutung	65
8 AUSBLICK.....	66
9 LITERATURVERZEICHNIS	67
10 LEBENS LAUF	71

1 Zielsetzung

Moose nehmen einen großen und unverzichtbaren Platz im Ökosystem der Erde ein. Diese dem Laien eher unbekannt Gruppe des Pflanzenreichs, man nennt sie auch Bryophyten, sind in ihrer Erscheinungsform eher unscheinbar und besitzen pro Individuum eine Größe von meist nur wenigen Millimetern bis Zentimetern. Ein Begreifen ihrer Physiologie und ökologischen Funktion kann die Basis für ein fundiertes und erfolgreiches Verständnis des pflanzlichen Lebens auf unserem Planeten darstellen.

Ziel der vorliegenden Arbeit ist die Komprimierung des in rauen Mengen vorhandenen Wissens in Internet und Fachliteratur in einen Film, der alle essentiellen Aspekte der Bryophyten behandelt. Dies soll professionell produziert und mit multimedialer Unterstützung untermauert werden, um dieses Gebiet der Öffentlichkeit besser zugänglich zu machen. Es wurde versucht, das Wissen in möglichst leicht verständliche Form zu bringen, ohne dabei an Informationsgehalt zu verlieren. Ich erwarte mir ein Produkt, das sowohl im Unterricht zu zeigen als auch von interessierten Außenstehenden anzusehen ist und einen guten Überblick über das Thema hinterlässt.

2 Zusammenfassung

Die erfolgreiche und effiziente Vermittlung von naturwissenschaftlichem Wissen sowie die professionelle und multimediale Dokumentation von wissenschaftlichen Arbeitsvorgängen und Ergebnissen sind sowohl für die Kommunikation zwischen Wissenschaft und der breiten, thematisch nicht vertrauten Öffentlichkeit als auch für den Informationsaustausch zwischen Wissenschaftlern selbst essentiell. Die steigende Komplexität des Wissens und die daraus resultierende Spezialisierung des Einzelnen bedürfen einer Schnittstelle, die einen reibungslosen Ablauf der Kommunikation zwischen den verschiedenen Gruppen für PR-, Lehr- oder andere Zwecke ermöglicht. Vor allem Nischenwissenschaften wie die Pflanzenphysiologie können auf diese Weise auf sich aufmerksam machen und ihr Wissen einer breiteren Öffentlichkeit zugänglich machen.

Der Autor der vorliegenden Arbeit ist der Ansicht, dass speziell zum Thema der Bryophyten die Verfügbarkeit von audiovisueller Medienunterstützung äußerst gering ist. Es gibt hauptsächlich fachspezifische Literatur, welche einer langfristigen Auseinandersetzung mit dem Thema bedarf.

Ziel der vorliegenden Arbeit ist die Produktion eines Unterrichtsfilms, der dem Betrachter die Bryologie sowie die Abteilung der Moose an sich wissenschaftlich korrekt und auf eine dem Laien leicht verständliche Weise näher bringt. Basierend auf technisch aktueller audiovisueller Medienunterstützung sollen die Kernthemen auf nicht allzu populärwissenschaftliche Weise dargestellt werden, um eine wissenschaftlich korrekte und auch zielgruppengerechte Wissensvermittlung zu gewährleisten.

Ausgewählte Modellorganismen (*Pohlia drummondii*, *Sphagnum sp.*, *Physcomitrella sp.* etc...) wurden mit gängigen Techniken der Gewebekultur *in vitro* kultiviert um wissenschaftliche Arbeitsweisen vorzuzeigen und das Wachstum von Moosen im Zeitraffer dokumentieren zu können. Des Weiteren wurden verschiedene Mikroskopietechniken (Stereomakroskopie, Lichtmikroskopie &

Elektronenmikroskopie sowie die dazugehörige Präparation) verwendet um Morphologie und Wachstum auf zellulärer Ebene zu zeigen.

Ein Experteninterview mit Prof. Dr. Harald Zechmeister soll Themen mit optisch schwer darstellbarem Inhalt aufarbeiten. Nicht verfilmbare Vorgänge werden mittels Animationen dargestellt.

3 Abstract

A successful and efficient transfer of scientific knowledge as well as multi-media based documentation of research workflow and results are crucial for communication among science and public and for information exchange among.

The rising complexity of knowledge and the resulting degree of specialization of the individual have created the need of a gateway supporting communication between the institutions for PR-, educational-, scientific- or other purposes. Especially small-scale science like Plant Physiology can profit from this by making its knowledge available to the public and thus pointing out its importance for society.

Concerning bryophytes, the author of this work thinks that there is only little media support available and if so, it is reduced to highly sophisticated literature.

This work's aim is the production of an educational movie which, on the one hand, is scientifically flawless and nevertheless, easily understandable by any kind of audience without excessive knowledge of bryophytes. Based on state-of-the-art audiovisual media support, the core topics are illustrated for easy understanding.

Carefully chosen model-organisms (*Pohlia drummondii*, *Sphagnum sp.*, *Physcomitrella sp.*, etc...) were cultivated *in vitro* using standard tissue culture methods to show this kind of technique as well as to document the growth of bryophytes in time lapse. Furthermore, several microscopy techniques (Stereomicroscopy, Light Microscopy, Electron Microscopy as well as corresponding preparation) have been used to show growth on a cellular level and to properly convey a simplified image of the actual processes involved.

An interview with Prof. Dr. Harald Zechmeister, bryophyte specialist, introduces into topics which are hard to visualize on video; animations simplify complex mechanisms.

4 Einleitung

4.1 Bryophyten

Bryophyten, weiterführend bezeichnet als Moose, sind evolutionär gesehen eine sehr alte Gruppe von Landpflanzen. Sie stehen im Stammbaum des Pflanzenreichs zwischen den Charophyta und den Tracheophyta und gelten als äußerst heterogene Gruppe die sich in die Abteilungen der Laub-, Leber- und Hornmoose gliedert. Die genaue systematische Gliederung sorgt noch heutzutage für Kontroversen: so geben Shaw (2008) allen drei Klassen eine eigene Abteilung wohingegen Frahm (2001) nur in die Abteilungen „Moose“ und „Hornmoose“ unterteilt und Leber- sowie Laubmoose als Unterabteilungen der Moose beschreibt. Aus diesem Grund und auch wegen ihrer Seltenheit werden Hornmoose nur peripher im Film behandelt.

4.1.1 Morphologie

Im Vergleich zu Farnen und Samenpflanzen besitzen Moose keine verholzten Leitbündel und nur selten eine funktionierende Kutikula. Einige Moose weisen zwar Atemporen auf, Stomata sind bei ihnen jedoch ausschließlich am Sporophyten zu finden. Da bei ihnen der haploide Gametophyt die dominierende Erscheinungsform ist, sind Sporophyten jedoch eher selten aufzufinden. Bei der Ausprägung des Gametophyten unterscheidet man hauptsächlich Moose die eine Gliederung ähnlich den klassischen Kormophyten in Blättchen, Stämmchen und Rhizoide aufweisen, und thallose Moose, bei denen das Stämmchen flächenartig verbreitet ist (Frahm, 2001; Raven, 2000).

Bei den Moosen bildet sich aus der Zygote, nach der Befruchtung der Eizelle, ein vielzelliger Embryo, welcher von der Mutterpflanze ernährt wird. Zusammen mit den Farnen und Samenpflanzen werden sie daher zu den Embryophyta zusammengefasst (Frahm, 2001).

Aufgrund ihres ident gebauten weiblichen Geschlechtsorgans, dem Archegonium, gehören Moose, wie auch die Farne, zur Gruppe der Archegoniaten. Diese zusätzliche

Klassifizierung ist insofern gerechtfertigt, als das Archegonium eine sterile Hülle um die Eizelle bildet, um diese vor Austrocknung zu schützen. Diese Förderung des Sporophyten im Generationswechsel wird als wesentlicher Schritt in der Evolution der Landpflanzen betrachtet (Frahm, 2001); (Niklas and Kutschera, 2010).

Das erste Entwicklungsstadium nach der Verbreitungsform eines Mooses ist somit nicht wie bei den weit verbreiteten und bekannten Gefäßpflanzen ein Embryo, sondern der Vorkeim, das so genannte Protonema. Es kann verschiedene Erscheinungsformen von flächig bis fädig annehmen und bildet im Laufe der Zeit Knospen aus, welche sich zu Moospflänzchen entwickeln (Raven, 2000).

4.1.2 Ökophysiologie

Moose kommen mit extremen Standortbedingungen besser zurecht als die meisten Gefäßpflanzen. Die Toleranz vieler Arten gegenüber Schwermetallen, Luftverschmutzung oder Strahlung hat in den letzten Jahren großes Interesse an ihnen geweckt (Brown, 1982). Sie passen ihren Wasserhaushalt der Umgebung an, was sie zu so genannten poikilohydran Pflanzen macht. Eine hohe Toleranz gegenüber Trockenheit, das Fehlen von echten Wurzeln sowie etliche Organe zur Wasserspeicherung und –akkumulierung (z.B. Glashaare, Blattflügelzellen, Assimilationslamellen, Rhizoidfilze, Wassersäcke etc.) machen sie zu Pionierpflanzen (Frahm, 2001).

4.1.3 Omnipotenz

Moose zeichnen sich durch stark ausgeprägte Omnipotenz aus. Verbreitung einzelner Thallusteile oder –bruchstücke kann in Bildung einer neuen Moospflanze resultieren. Bei einem Großteil der Arten geschieht dies durch eine Rückdifferenzierung der betroffenen Zellen in ein Protonema, aus dem sich wieder neue Knospen bilden können (R. N. Chopra, 1988).

4.1.4 Ökologie

In der Komplexität unseres Ökosystems spielen Moose eine wichtige Rolle. Sie bieten Lebensraum für eine artenreiche Mikrofauna und –flora, erschließen Lebensräume als Pionierpflanzen und können Mineralien und Wasser für das Ökosystem erschließen, die herkömmlichen Gefäßpflanzen verwehrt blieben. Sie tragen zur Regelung des Mikroklimas sowie zum biochemischen Kreislauf von Böden bei (Turetsky et al., 2010). Die Erforschung ihres Kohlen- und Stickstoffzyklus sowie ihrer regionalen Artenzusammensetzung leisten einen wichtigen Beitrag zur Erforschung des globalen Wandels (Lindo and Gonzalez, 2010).

4.1.5 Ökonomische Bedeutung

Moose werden seit langer Zeit und in unterschiedlichsten Bereichen vom Menschen genutzt. Bekannte Arten wie *Sphagnum sp.*, *Marchantia sp.* and *Polytrichum sp.* wurden z.B. von amerikanischen Ureinwohnern für Medizin und Brauchtum verwendet (Harris, 2008). Auch der in Indien weit verbreiteten Medizin des Ayurveda konnte der Gebrauch vieler Moose wegen ihrer antimycobakteriellen Eigenschaften sowie ein umfangreiches Artenwissen nachgewiesen werden (Gautam et al., 2007).

Heutzutage ist das Spektrum der Nutzungsgebiete von Moosen deutlich größer und reicht von der forensischen Hilfsmethode (Virtanen et al., 2007) über die Verwendung in Kosmetik und Medizin (Frahm, 2004) bis hin zu Kraftwerken, die Torf als Brennstoff verwenden. Viele ihrer Inhaltsstoffe wurden noch nicht erforscht und bieten großes Potential für zukünftige Nutzungsgebiete.

4.1.6 Modellpflanzen

Moose sind beliebte Modellorganismen, da sie in ihrer Morphologie sehr einfach sind und ihr haploider Gametophyt ungewöhnlich dominant ist (Cove et al., 1997). Sie eignen sich für die Erforschung der pflanzlichen Evolution ebenso wie für

Untersuchungen der elementaren Mechanismen der Zellentwicklung, was molekulare sowie zellphysiologische Ansätze vereint (Cove and Knight, 1993).

4.2 Der Lehrfilm

Unterricht kann nur wirksam werden, wenn Schüler zum Lernen bereit sind (Grupe, 1971). Der vorliegende Film wurde in Anbetracht dessen kurz und sein erklärungsbedürftiges Fachvokabular minimal gehalten. Der Informationsfluss sollte möglichst leicht verständlich und jedermann zugänglich sein. Er ist am Department für Cell Imaging und Ultrastrukturforschung (Abteilung Zellphysiologie und Wissenschaftlicher Film) entstanden, welches eine hervorragende Infrastruktur an Expertenwissen, nötiger Ausrüstung und technischer Unterstützung bietet.

4.2.1 Dimensionen

Die technische Umsetzung des Films sowie die Präparation des Versuchsmaterials wurden an die geringe Größe der Moose angepasst. Um die Kenntnisse über diese Pflanzengruppe optimal vermitteln zu können, wurden hauptsächlich Makro- und Mikroaufnahmen erstellt. Diese mussten aufgrund der geringen Schärfentiefe dieser Dimensionen sehr genau und in mehreren Anläufen durchgeführt werden. Zusätzlich dazu wurden ausgewählte Proben im Rasterelektronenmikroskop analysiert sowie Image-Stacks für erweiterte Tiefenschärfe errechnet. Zeitraffer zeigen Abläufe in zumutbarem Zeitrahmen, welche in Echtzeit viele Tage oder Wochen benötigen.

Der Film besteht fast ausschließlich aus High Definition 720p Material um einen möglichst hohen Qualitätsstandard zu gewährleisten.

4.2.2 Gliederung

Die strukturelle Gliederung des Films lässt sich wie folgt beschreiben:

Einleitung/Evolution/Stammbaum

Morphologie & Lebensraum

Ökophysiologie

Lebenszyklus & sexuelle Vermehrung

Vegetative Vermehrung

Ökologie

Für jedes der oben angeführten Kapitel wäre genügend Information vorhanden um eine eigene Filmreihe zu produzieren, der vorliegende Film wurde jedoch auf 20 Minuten reduziert. Es sollte ein Gesamtüberblick entstehen, der dem Zuseher das gesamte Gebiet der Bryophyten in möglichst kurzer Zeit vermittelt.

Für eine Verwendung im Schulunterricht ist der Film in einzelne Kapiteln gegliedert, die auch für sich alleine gezeigt und in passende Themen integriert werden können.

5 Material und Methode

5.1 Objekte

Die Moose für Studioaufnahmen wurden von österreichischen Standorten mit unterschiedlicher Ökologie gesammelt und mit destilliertem Wasser feucht gehalten. Bei Bedarf wurden einzelne Pflänzchen isoliert und für Aufnahmen präpariert.

Für Zeitraffer und andere Aufnahmen, die eine Kultivierung von Moosen erforderten, wurden ausschließlich Kulturen von *Pohlia drummondii* eingesetzt. Bestehenden Kulturen des Instituts konnten hierfür entnommen und vervielfältigt werden.



Abb. 1: Gesammeltes Moosmaterial für Präparation und Aufnahme

5.2 *in vitro* Kultivierung

5.2.1 Sterilisation

Eine Sterilisation der Objekte war nicht notwendig wenn zur Vervielfältigung der eingesetzten Moos-Kulturen bereits bestehende Sterilkulturen von *Pohlia drummondii*

verwendet wurden. Auch Moosporen aus dem Freiland wurden nicht sterilisiert, um eine maximale Keimungsrate zu erhalten. Außerdem waren für die Dokumentation der Keimung nur die ersten Stunden nach dem Auskeimen des Protonemas relevant und eine Kontamination mit Pilzsporen oder Bakterien daher nicht von Bedeutung.

5.2.2 Kulturmedien

Für die Kulturen wurde ein nach Gang et al. (2003) modifiziertes Benecke (1903) Medium eingesetzt. Dazu wurde eine Stammlösung 100:1 verdünnt und mit HCl bzw. KOH der gewünschte pH-Wert von 5.8 eingestellt. Anschließend wurde Gelrite (1,6 g pro 100 ml) anstatt des üblichen Agars beigefügt, da dieses auch in fester Form durchsichtig ist und somit eine optimale Dokumentation des Wachstums gewährleistet war. Die Lösung wurde am Magnetrührer so lange erhitzt, bis jede Zutat vollständig gelöst war, und anschließend in 1000ml Flaschen abgefüllt. Nun wurden die Flaschen mit Alufolie versiegelt, bei 120°C autoklaviert und im Kühlschrank gelagert.

Bei Bedarf wurde das feste Medium in der Mikrowelle durch erneutes Erhitzen verflüssigt und in die sterile Werkbank eingebracht. Nach Abflammen des Flaschenhalses wurden sterile Petrischalen von \varnothing 5 – 9,5 cm mit Medium befüllt und nach Festwerden, mit Moospflänzchen bepflanzt (siehe Abb. 2). Anschließend wurden die Schalen verschlossen und mit Parafilm versiegelt.

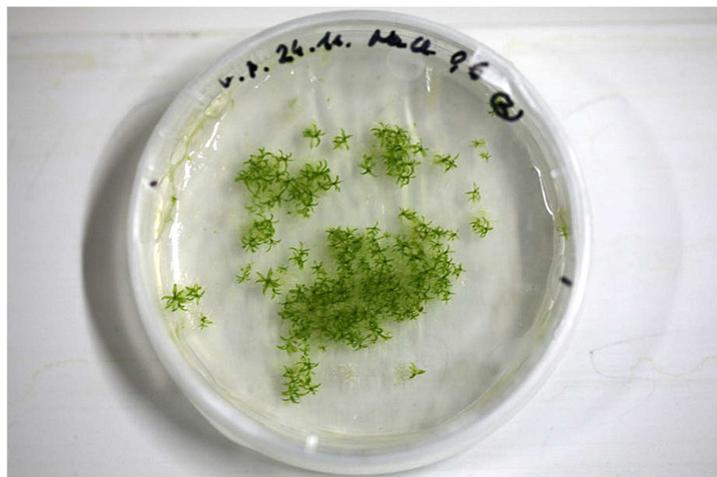


Abb. 2: Petrischale mit sterilen Mooskulturen

5.2.3 Benecke

Benecke: Medium nach Benecke (1903), abgeändert nach Gang (2003). 200 mg/l NH_4NO_3 , 100mg/l $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$, 400mg/l KH_2PO_4 , 100mg/l $\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$. 5 μM $\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$

5.2.4 Kulturbedingungen

Die Kulturen wurden bis zum Zeitpunkt der Dokumentation bei 14h-Tag/10h Nacht Rhythmus und 24°C für 1-2 Wochen in einem Kulturschrank (siehe Abb. 3) bebrütet. Die durchschnittliche Lichtintensität betrug $48.08 \mu\text{M s}^{-1} \text{m}^{-2}$.

Während der Dokumentation im Langzeitexperiment wurden die Kulturen bei konstanter Raumtemperatur von 19°C lediglich durch LED-Leuchten beleuchtet. Diese Bedingungen gewährleisteten ein gutes Wachstum der Kulturen.



Abb. 3: Kulturschrank

5.3 Beobachtung der Moose

Das Größenverhältnis spielt bei der Beobachtung von Moosen eine wichtige Rolle. Manche Gruppen sind als Kolonie schon leicht erkennbar, andere können erst nach Untersuchung einzelner Individuen bestimmt werden. Andere wiederum muss man auf zellulärer Ebene betrachten um sie unterscheiden zu können. Die Ausrüstung wurde je nach Aufnahmetechnik und Objekt ausgewählt da unterschiedliche Situationen unterschiedliche Bedingungen erforderten.

5.3.1 Makrobeobachtungen

Die technische Anordnung für alle Makroaufnahmen, ob Video oder Einzelbild, bestand aus:

Repro Stativ

Manfrotto Fotostativ mit 3-Wege Stativkopf

Tisch mit gedämpfter Steinplatte

LED Dunkelfeldaufsatz

Volpi Spaltringlicht 66 + Pol. Filteraufsatz

Photonic LED F1 Leuchteinheit

digitale SLR Kamera (Canon 20D + 50mm Macro f/2.8 inkl. 3 Zwischenringen+Polfilter bzw. Nikon D80 + 60mm Micro Nikkor f/2.8 inkl. +Polfilter, 2 Zwischenringen, Batteriegriff)

JVC GY-HD 111 HDV Kamera für Kurzzeitraffer (unter 3-4 Stunden)



Abb. 4: Versuchsanordnung für Kurzzeitraffer

5.3.2 Stereo-Mikroskopie

Für Zoom Aufnahmen die eine starke Vergrößerung benötigten, wurde ein Nikon Foto-Makroskop Wild M400 verwendet. Ein von Helmut Goldammer eigens dafür gebauter Adapterring erlaubte das Aufsetzen der Sony HDR-HC1e Kamera zur Aufnahme von HD Material.

Alternativ zum Makroskop wurden auch Stereomikroskope der Firma Nikon und Reichert verwendet, ie eine max Vergr. von 700 : 1 ermöglichten.

5.3.3 Lichtmikroskopie

Lichtmikroskope wurden sowohl für Einzelbilder (meist als Stacks mit erweiterter Tiefenschärfe) als auch für Zeitrafferaufnahmen verwendet. Zum Einsatz kamen ein Olympus BX-41 (siehe Abb. 5) und ein Reichert Univar (siehe Abb. 6) mit aufgesetzter DP-25 Kamera sowie ein Nikon E50 mit F-Mount Adapter und aufgesetzter Nikon D2x DSLR Kamera. Zur Darstellung der Objekte wurden die Kontrastverfahren Hellfeld

sowie Phasen- und Interferenzkontrast angewendet. Als Aufnahme­software diente Olympus CELL-D, die Weiterverarbeitung erfolgte jedoch mit anderen Programmen (siehe Kamerasteuerung).



Abb. 5: Olympus BX-41



Abb. 6: Reichert Univar

5.3.4 Raster Elektronen Mikroskopie

In der Raster Elektronen Mikroskopie wird Strahlung auf einen sehr kleinen Punkt fokussiert mit welchem eine Probe abgetastet wird. Dieser fokussierte Elektronenstrahl schlägt Elektronen aus einer Probe, welche von einem Detektor aufgefangen werden. Ihre unterschiedlichen Aufprallwinkel und –Geschwindigkeiten lassen Rückschlüsse auf ihre Position auf der Probe zu, was genutzt wird um proportional unterschiedliche Helligkeitslevel zeilenweise auf einem Leuchtschirm zu erzeugen. Das Endprodukt ist ein monochromes Bild der Probenoberfläche mit hoher Tiefenschärfe und einer Auflösung bis zu 0,1 nm (Slayter, 1992).

5.3.4.1 Kritisch-Punkt-Trocknung

Die Kritisch-Punkt-Trocknung wurde für frische Objekte gewählt, die im Raster Elektronenmikroskop beobachtet werden sollten. Sie verhindert eine Verformung der Objekte beim Trockenvorgang und hilft dabei deren Oberfläche zu erhalten.

Die Form und Ultrastruktur vieler Objekte geht bei herkömmlichen Trocknungsverfahren verloren (Steinbrecht and Müller, 1987), daher wurden jene Objekte, bei denen Trocknung nötig war (z.B. für Rasterelektronenmikroskopie), mit der Kritisch-Punkt-Methode getrocknet. Dabei wird unter bestimmten Druck- und Temperaturverhältnissen ein kritischer Punkt erreicht bei dem eine Unterscheidung zwischen Gas und Flüssigkeit im Gewebe nicht mehr möglich ist (Kistler, 1931). In diesem Zustand wird das Wasser entfernt und das Objekt somit getrocknet. Im Vergleich zur herkömmlichen Trocknung treten dabei keine Kapillarkräfte auf, die das gewünschte Objekt beschädigen könnten.

5.3.4.2 Bedampfung

Die meisten biologischen Proben müssen vor Betrachtung im Rasterelektronenmikroskop mit einer leitenden Schicht, meistens einem Schwermetall, beschichtet werden. Dies resultiert aus der Funktionsweise dieser Mikroskope:

Die Bildgebung im Rasterelektronenmikroskop basiert auf der Detektion von Sekundärelektronen, die ein fokussierter Elektronenstrahl aus der zu beobachtenden Probe herausschlägt. Dabei ist eine einheitliche Eindringtiefe des Elektronenstrahls wünschenswert, da es sonst zu diffuser Bildgebung kommt, wenn die Sekundärelektronen aus unterschiedlichen Tiefen des Objektes stammen. Ein weiterer Vorteil einer leitenden Oberfläche ist, dass eine biologische Probe bei Elektronenbeschuss dieser Intensität nicht so schnell ihre Feinstruktur verliert. Ohne eine derartige Beschichtung würde sich die Probe aufheizen oder als Ganzes beschädigt werden. Deswegen ist es wichtig, biologische Proben mit einem Schwermetall wie z.B. Gold zu beschichten. Es garantiert eine einheitliche

Eindringtiefe des Elektronenstrahls, schützt die Probe und verhindert eventuelle Aufladungen der Probe welche zu Artefakten führen können (Slayter, 1992).

5.4 Details zur Dokumentation der Moose

5.4.1 Kameras

Die Hauptaufnahmegeräte waren eine JVC GY-HD 111 (siehe Abb. 7) mit 3CCD System, 1/3 Zoll Bajonett für Wechselobjektive und 720p Aufnahmeformat und eine Sony HDR-HC1e. Bei der Aufnahme des Interviews und drei kurzen Sequenzen im Teil „Lebensraum“ kam eine Panasonic AG-HVX-200 zum Einsatz.



Abb. 7: Anordnung für Totale bis Makroaufnahmen

5.4.2 Kamerasteuerung

Viele Kameras sind nur mit der herstellereigenen Software anzusteuern. Die Aufnahme von Einzelbildern an den Mikroskopen erfolgte durch Olympus Cell-D für die Olympus DP-25 Kamera und durch die Nikon Remote Control Pro Software für Nikon D2x auf dem Nikon E50 Mikroskop. Für Zeitrafferaufnahmen im Makrobereich kamen die Nikon Remote Control und für die Canon 20D die mitgelieferte Canon interne Ansteuerungssoftware zum Einsatz.

5.4.3 Optik

Die unter Studio-Bedingungen gedrehten Makro-Aufnahmen wurde mit einem Festbrennweitenobjektiv Nikon 85mm f/2.8 (siehe Abb. 8) und Abbildungsmaßstab 1:1 durchgeführt. Das Objektiv wurde mittels Nikon F-Mount / 1/3-Mount Adapter (siehe Abb. 9) auf die Fassung der Kamera montiert.



Abb. 8: 1/3 Zoll Bajonett der JVC GY-HD 111



Abb. 9: 1/3 Zoll auf Nikon F-Mount Adapter



Abb. 10: JVC GY-HD 111 mit aufgesetztem Nikon 85mm Makro Objektiv

Freiland Makro Aufnahmen wurden mit der Makro-Funktion des Fujinon Zoom-Objektivs Th16 x 5,5BRMU durchgeführt, welches auch für herkömmliche Aufnahmen von Nah bis Total verwendet wurde.

5.4.4 Videoformate

Die Bildqualität sollte im gesamten Film homogen sein, daher wurde ausschließlich High Definition 720 p Bildmaterial aufgenommen und im Schnitt verwendet. Die Auflösung dafür beträgt 1280 x 720 Pixel bei 25 Einzelbildern pro Sekunde. Als Komprimierungsverfahren wurde MPEG2 eingesetzt, da dies der nativen Komprimierung der Kamera entspricht.

5.4.5 Licht

Es wurden unterschiedlichste Lampen zur Beleuchtung der Objekte verwendet. Im Makrobereich war es fast ausschließlich eine Photonic LED F1 Leuchteinheit inklusive diverser Lichtleiter.

Studio-Aufnahmen von Nah-Total sowie das Experteninterview wurden mit 3 DEDO DLH-4 Leuchten ausgeleuchtet.

5.4.6 Zeitraffung

Gewisse Vorgänge sind mit herkömmlichen Videomethoden nicht dokumentierbar, da sie sich in Zeiträumen von mehreren Tagen oder Wochen abspielen. Daher wurden sowohl im Makro- als auch im Mikrobereich, Zeitraffer erstellt. Zeitraffer stellen eine Möglichkeit dar einem für uns statischen Objekt Bewegung zu verleihen, was für das Medium Film von Vorteil ist.

Bei dieser Technik macht man ein Bild pro gewähltem Zeitintervall. Dieses Zeitintervall betrug bei den vorliegenden Aufnahmen zwischen 5 und 15 Minuten. Bei einer Wiedergabe von 25 Bildern/Sekunde erscheint dadurch der dokumentierte Vorgang in stark erhöhter Geschwindigkeit.

Hierfür ist eine genaue Planung des gesamten Ablaufes nötig, da ein vorzeitiger Abbruch der Dokumentationsanordnung nach mehreren Tagen Laufzeit eine komplette Wiederholung der Versuchsanordnung zur Folge hat.

5.4.7 Mikroaufnahmen

Angelehnt an (Jensen, 1981) wurden auf einem Objektträger 2 Streifen warme, flüssige Vaseline aufgetragen (siehe Abb. 11). Nach deren Abkühlung wurde der Zwischenraum mit Medium aufgefüllt, mit Protonema Fragmenten bzw. Moosporen bepflanzt und dann mit einem Deckglas verschlossen.



Abb. 11: Mit Vaseline präparierter Objektträger für Mikroskopzeitraffer

Die Objektträger wurden 24 Stunden bei 14h-Tag/10h Nacht Rhythmus und 24°C in einem Kulturschrank (siehe Abb. 3) bebrütet. Die durchschnittliche Lichtintensität betrug $48.08 \mu\text{M s}^{-1} \text{ m}^{-2}$. Anschließend wurden sie im Mikroskop eingelegt und 48 Stunden beobachtet und fotografiert. Das Aufnahmeintervall betrug 1 Bild/Minute.

Die technische Anordnung für alle Mikro Langzeit Zeitraffer bestand aus den Lichtmikroskope Olympus BX-41 und Nikon E50 einer DP-25 Kamera sowie einer Nikon D2x DSLR.

5.4.8 Image Stacking

Bei hoher Vergrößerung ist eine äußerst geringe Tiefenschärfe unvermeidbar. Daher können schon kleine Unebenheiten im Präparat das Gesamtbild durch unscharfe Bereiche negativ beeinflussen. Um dies zu umgehen wurde die Methode des so genannten „*Image Stackings*“ zur Erweiterung des Tiefenschärfebereichs, angewendet. Der Focus wird dabei in Schritten von wenigen μm von der obersten bis zur untersten Fokusebene bewegt. Bei jedem Schritt entsteht ein Bild mit anderer Schärfeninformation; die Einzelbilder können mit der entsprechenden Software zu einem einzigen Bild mit maximaler Schärfeninformation zusammengerechnet werden (siehe Abb. 12).

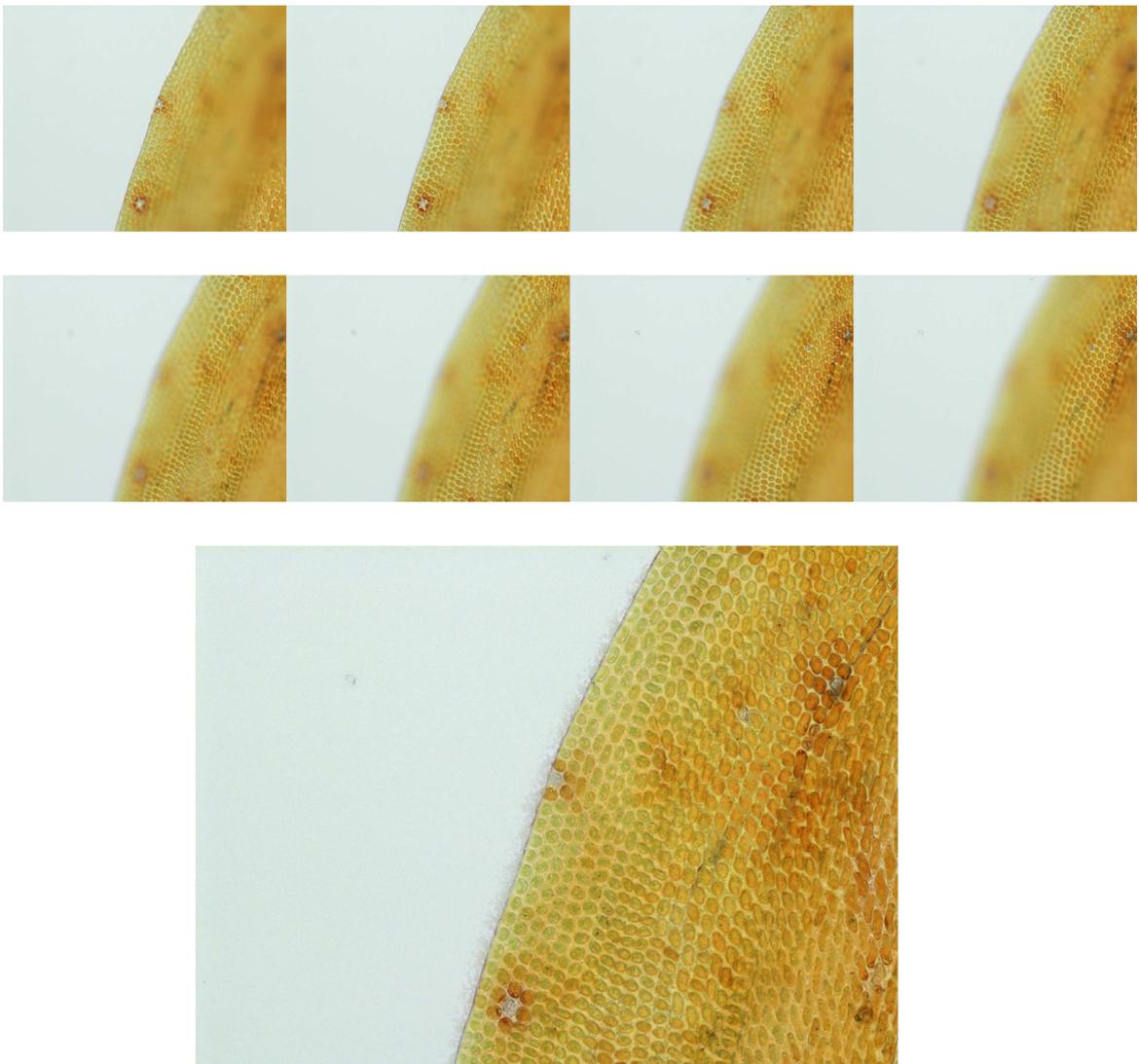


Abb. 12: 8 Fokus Ebenen addiert zu einem scheinbar auf derselben Ebene liegenden Bild

Multifokale Bilder wurden mit COMBINE ZM und Adobe Photoshop erstellt. Präparate welche größer als der maximal darstellbare Bildausschnitt waren wurden mit Hilfe derselben Programme zu Panorama Bildern mit hoher Auflösung zusammengerechnet.

5.5 Postproduktion

5.5.1 Bild- und Videobearbeitung

Zur Optimierung von Sättigungs- und Kontrastwerten, sowie zur automatisierten Formatierung der 12000+ Zeitraffer Einzelbilder wurde ausschließlich Adobe Photoshop eingesetzt. Videoschnitt und Farbkorrektur wurden in Adobe Premiere, Untertitel und DVD-Authoring in Adobe Encore durchgeführt.

5.5.2 Animation

Zur illustrierten Darstellung von Abläufen, die nur schwer auf Video festzuhalten sind, wurden Animationen mit Flash MX erstellt. Die Einstellungen wurden an die Auflösung und Bildrate des Adobe Premiere mit 1280x720 Bildpunkten bei 25 Bildern/Sekunde angepasst.

5.5.3 Ton

Die Aufnahme von Sprecher, Ton und Soundeffekten geschah im Tonstudio 4Ears von Daniel Hasibar. Alle Spuren wurden im 24bit Modus aufgenommen und bearbeitet.

Das Interview mit Dr. Harald Zechmeister wurde von Gero Dennig gefilmt und mit einem Sennheiser Richtmikrofon der Serie ME 66 aufgenommen.

5.5.4 Interview

Das Experteninterview wurde im Atelierraum des Labors für Zellphysiologie und Wissenschaftsfilm aufgenommen. Die Fragen wurden so ausgewählt, dass der Interviewpartner einen breiten Bereich der gewählten Themengebiete ansprechen musste, da vor dem Schnitt des Films nicht hundert prozentig klar war welche Passagen des Interviews sich eignen würden.

6 Ergebnisse

Abb. 13 – 84 dieses Kapitels zeigen das jeweils erste Bild aller Einstellungen des Films in entsprechender Reihenfolge. Im Text geben wir den Sprechtext des Films wieder und bringen zusätzliche Erläuterungen zum Thema.

6.1 Einleitung & Evolution



Abb. 13: Aufnahme eines Küstengebietes



Abb. 16: Blattnerve eines Ahornblattes



Abb. 14: Archegonien von *Marchantia* sp.



Abb. 17: klassischer Pionierstandort mit Moosbewuchs



Abb. 15: Gametangienstand von *Mnium* sp.



Abb. 18: Antheridium von *Marchantia* sp.

Unsere Ozeane sind der Ursprung des Lebens. Pflanzen verließen als erste die Meere und eroberten lange vor den Tieren das Festland. Eine Gruppe dieser Pflanzen war

dabei besonders erfolgreich. Meist klein und unscheinbar zeigt sich erst bei genauerem Hinsehen ihre enorme Vielfalt.



Abb. 19: Sphagnum Rasen

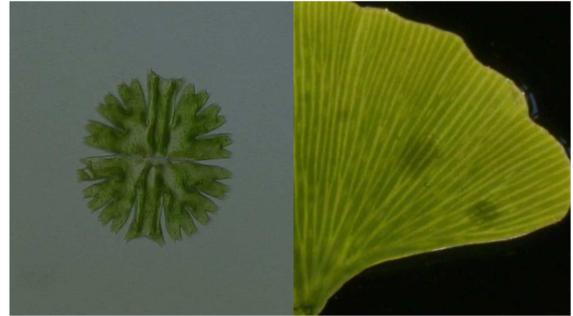


Abb. 20: links: Grünalge, rechts: Ginkgo Blatt

Moose. Seit über 400 Millionen Jahren besiedeln sie unseren Planeten und haben sich in diesem enormen Zeitraum vergleichsweise wenig verändert. Sie sind weder Algen, noch Gefäßpflanzen, besitzen jedoch Eigenschaften beider.

Der Ursprung der Moose ist nicht sehr vom Ursprung aller Landpflanzen zu trennen. Die photo-autotrophen Lebewesen eroberten vor etwa 440 Millionen Jahren, zu Beginn des Silurs, das Festland. Zuerst konnten sie nur in flachem Wasser oder feuchtem Boden überleben, da für die Übertragung ihrer Geschlechtszellen, wie es bei den Moosen noch heute der Fall ist, Wasser nötig war. Langsam entwickelten sich Schutzmechanismen gegen die Austrocknung, die in den heutigen Gefäßpflanzen resultierten. Hornmoose ähneln stark unserer Vorstellung einer urtümlichen Landpflanze; wie diese tatsächlich aussahen, weiß man allerdings nicht (Frahm, 2001).



Abb. 21: Moosrasen



Abb. 22: Wassermoose

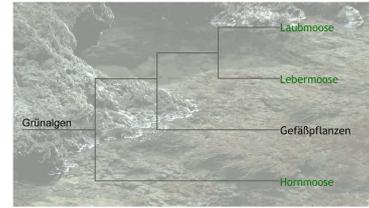


Abb. 23: vereinfachte Darstellung der Evolution von Landpflanzen

Was macht eine Pflanzenart so erfolgreich? Und wie konnten sie so lange Zeit überleben? Niemand weiß, wie die Eroberung des Festlandes genau passiert ist. Sicher ist nur, dass Moose und Gefäßpflanzen sich aus gemeinsamen im Wasser lebenden Vorfahren entwickelten.

Gemeinsame Eigenschaften wie Photosynthesepigmente, Bildung von Stärke in den Plastiden oder der Besitz von Cellulose in den Zellwänden deuten darauf hin, dass Moose sich aus Vorfahren entwickelt haben die den Chlorophyta oder Grünalgen nahe stehen (P. Sitte, 1998).

Sitte (1998) meint, die Moose hätten sich an der Wende des Silurs zum Devon parallel zu den ersten Farngewächsen entwickelt. Sehr früh spalteten sich dabei die Leber- von den Laubmoosen ab. Wann genau dies geschah ist jedoch noch nicht geklärt.

Die große Frage in der Eroberung des Festlandes bleibt, ob Moose als Vorgänger der heute dominanten Gefäßpflanzen zu sehen sind, einen gemeinsamen Urvorfahren an Land hatten, oder unabhängig voneinander das Festland besiedelten (Frahm, 2001).

6.2 Morphologie & Lebensraum

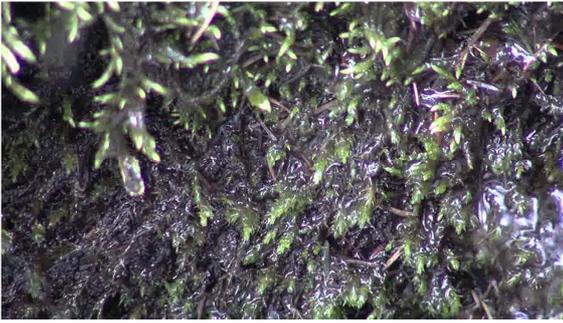


Abb. 24: Moose im Idealhabitat



Abb. 25: Rhizoide einer *Marchantia*

Moose besitzen keine echten Wurzeln, denn anders als Gefäßpflanzen nehmen sie Wasser und Nährstoffe über die gesamte Oberfläche ihres Körpers auf.

Moose sind so genannte poikilohydre Pflanzen – das heißt sie passen ihren Wasserhaushalt dem der Umgebung an und versuchen nicht, wie die Gefäßpflanzen, ein konstantes Flüssigkeitsniveau zu halten. Ihre Fähigkeit, auch längere Phasen der Trockenheit und den Verlust von intrazellulärem Wasser zu überleben, ist eines ihrer bemerkenswertesten Merkmale (Proctor et al., 2007).



Abb. 26: Rhizoide einer *Marchantia* (trocken)

Ihre wurzelähnlichen Strukturen, so genannte Rhizoide, sind einzellige Fäden und dienen hauptsächlich der Verankerung. Dadurch erschließen sie Nährstoffe aus der Atmosphäre, die sonst abfließen würden.

Laub- und Lebermoose unterscheiden sich hinsichtlich ihrer Rhizoide: bei Laubmoosen sind sie mehrzellig, bei Lebermoosen nur einzellig. Sie dienen bei beiden Gruppen

primär der Verankerung im Substrat, können jedoch auch Filze bilden, welche der Wasseraufnahme und –speicherung dienen (Raven, 2000).



Abb. 27: Doz. Dr. Mag. Harald Zechmeister

Was ihnen das für Vorteile im Überlebenskampf bringt weiß Dr. Harald Zechmeister. Er ist Spezialist für Moose am Zentrum für Biodiversität der Universität Wien und untersucht deren einzigartige Physiologie.

Siehe Kapitel ***Interview***



Abb. 28: Baumstumpf mit Moosbewuchs



Abb. 29: Vulkanhang



Abb. 30: Fels mit Moosbewuchs



Abb. 31: Wüste

Da Moose keine Erde benötigen, um sich zu versorgen, können sie Gebiete besiedeln, lange bevor andere Pflanzen dazu die Möglichkeit haben. Egal ob Hausmauern, Baumstämme oder Felswände, ihr einzigartiger Weg der Nahrungsaufnahme ermöglicht enorme Flexibilität. Moose leben im tropischen Regenwald genauso wie in Städten, Wüsten und Vulkaninseln.

Die Nährstoffkonzentrationen im Regen, der den Moosen als Nahrung zur Verfügung steht, sind oft sehr gering. Sie reichen jedoch für langsames Wachstum aus und bringen ihnen an kargen Standorten einen Wettbewerbsvorteil gegenüber den von Erde abhängigen Gefäßpflanzen (Glime, 2007).



Abb. 32: grönländische Ebene



Abb. 33: alpine Bergkette

Besonders wohl fühlen sie sich jedoch in kühleren Gegenden wie subpolaren Breitengraden oder alpinen Bereichen.

Ihr niedriges Temperatur-Optimum bei der Photosynthese macht Moose besonders fähig bei kühlen Umgebungstemperaturen zu wachsen. Das unterscheidet sie von Gefäßpflanzen, die aufgrund ihrer Anfälligkeit auf Lufteinschlüsse in ihren Gefäßen ihr Wachstum bei Frost oft einstellen. Zusammen mit Flechten bilden Moose die dominante Spezies in z.B. der Antarktis (Schlensog et al., 2003). Die Photosyntheserate einiger Moosarten ist unter dem Gefrierpunkt zwar stark reduziert, erreicht jedoch selbst bei 0°C noch beachtliche Werte (Pannowitz et al., 2005).

6.3 Ökophysiologie



Abb. 34: moosbewachsener Fels in einem Flussbett



Abb. 35: Wasserleitungssystem eines Ahornblattes



Abb. 36: Kaktus, trockenresistente Gefäßpflanze

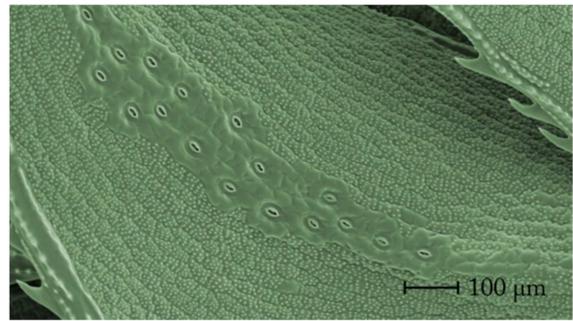


Abb. 37: Stomata auf eine Blatt des Moosfarns

Die Eigenschaft, Wasser über ihre gesamte Oberfläche aufzunehmen, birgt vor allem an trockenen Standorten auch Probleme. Moose haben nicht die üblichen Mechanismen um das Wasser festzuhalten. Um ihren Wasserhaushalt aufrecht zu erhalten, besitzen Gefäßpflanzen eine Fülle von Organen. Zum Beispiel Wasserleitungsgefäße und Atemporen, die sich bei hoher Trockenheit schließen.

Im Vergleich zu den Moosen, versuchen die klassischen Kormophyten (Gefäßpflanzen), ihren Wasserhaushalt gegenüber der Umwelt aufrecht und unabhängig vom Atmosphärendruck konstant zu halten. Man nennt sie auch homoiohydre Pflanzen. Hierfür besitzen sie unter anderem ein Wasserleitungssystem, Stomata (Poren zur Regulation des Gasaustausches), eine Kutikula oder Wasserspeichergewebe. An extremen Standorten können auch Gefäßpflanzen den Moosen ähnliche Organe wie z.B. Rollblätter ausbilden um den Wasserverlust zu minimieren (Raven, 2000).



Abb. 38: kutikuläres Wachs reflektiert Sonnenlicht



Abb. 39: Wasser perlt an Kutikula ab

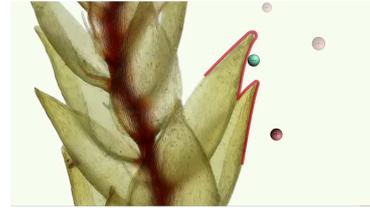


Abb. 40: Animation der möglichen Nährstoffbarriere einer Kutikula

Eine Wachsschicht auf den Blättern, die Kutikula, reflektiert einfallendes Sonnenlicht, ist für Wasser undurchlässig und verhindert einen Feuchtigkeitsverlust der Pflanze um bis zu 98%. Vielen Moosen fehlt diese schützende Wachsschicht, da sie bei der Nährstoffaufnahme hinderlich wäre. Dadurch kommt es in trockenen Zeiten zu hohem Wasserverlust.

Lange Zeit nahm man an, dass Moose keine Kutikula besäßen. Seit Proctor (1979) und Haas (1982) wissen wir jedoch, dass es auch endohydrische Arten mit Kutikula und innerer Wasserleitung gibt. Diese Kutikula ist jedoch nicht dicker als 20-30 nm und äußerst schnell trocknend (Sitte, 2002).

Die Ähnlichkeit zwischen der Kutikula vieler Moossporophyten und jener der Gefäßpflanzen, deutet auf gemeinsame Vorfahren hin (Koch et al., 2009). Das macht die Kutikula nicht nur zu einem wichtigen physiologischen, sondern auch zu einem evolutionär bedeutenden Merkmal.

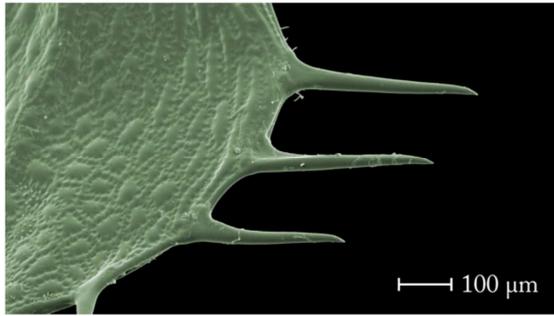


Abb. 41: Papillen am Blattrand

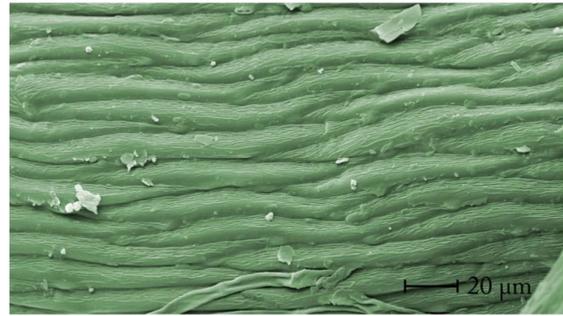


Abb. 42: Kapillarstruktur zum Verdampfungsschutz

Das hat zu zwei Strategien geführt, sich an Trockenheit anzupassen: Es entwickelten sich Organe, die ein Verdunsten von Wasser erschweren sollen, und es entstanden zelluläre Mechanismen, die bei Austrocknung ein Überleben sichern sollen.

Die Stärke vieler Moose besteht darin, ihre lebenswichtigen Zellorganellen bei Austrocknung vor dem Tod zu schützen und bei Befeuchtung erneut zu aktivieren. Das kann bei manchen Arten in wenigen Minuten und bei anderen in Stunden geschehen. Diese Eigenschaft ist jedoch nicht auf Moose allein beschränkt, auch Gefäßpflanzen können durch Trockenstress ausgelöste Trockenresistenz besitzen. Sie benötigen dafür jedoch meistens ein bis mehrere Tage um sich diese durch physiologische Anpassungen anzueignen (Proctor and Tuba, 2002).

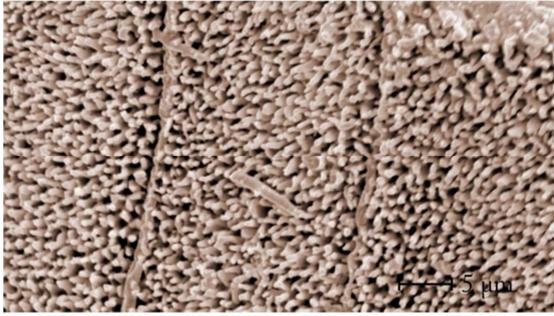


Abb. 43: Papillen auf Peristomzahn

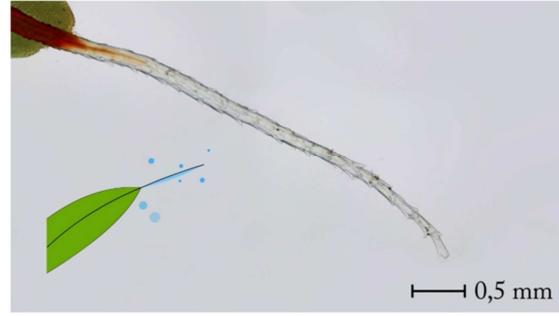


Abb. 44: Glashaar und Animation zu dessen Funktion

Papillen, kleine Warzen auf der Blattoberfläche, lassen Wassertropfen auf die gesamte Oberfläche verteilen. Glashaare dienen als Licht- und Windschutz sowie als Kondensationspunkt für Tautropfen.

Papillen saugen Wasser durch Kapillarkräfte an und halten es fest; sie tragen dadurch erheblich zur Trockenresistenz bei und ermöglichen dem Moos einen längeren Assimilationszeitraum. Glashaare besitzen multiple Funktionen die dem konstanten Wasserhaushalt der Pflanze dienen. An ihnen kondensiert Luftfeuchtigkeit zu Wasser und macht dieses für das Moos verfügbar. Zusätzlich streuen sie einfallendes Licht und fungieren zusätzlich als Lichtschutz. Hinzu kommt noch, dass Moospflänzchen so gut wie immer in Gruppen vorkommen. Glashaare können z.B. in Moospölstern einen erheblichen Beitrag zum Transpirationsschutz des gesamten Polsters beitragen, indem sie die Geschwindigkeit einfallenden Windes reduzieren (P. Sitte, 1998).



Abb. 45: unterschiedlich gefärbte Individuen eines Sphagnumrasens

Färbung und Pigmente schützen wie bei uns Menschen vor zu starkem Sonnenlicht.

Bei dem gezeigten *Sphagnum* Rasen sieht man sehr deutlich die unterschiedliche Färbung (Schubert W., 2000). Für die deutlich sichtbare Rotfärbung macht (Vorwinkel, 1975) dafür hauptsächlich das Sphagnorubin verantwortlich. Sphagnorubin ist ein Farbstoff aus der Gruppe der Flavonoide, welcher, nicht wie für diese Gruppe üblich, in glykolisierter Form im Zellsaft, sondern in den Zellwänden vorkommt. Darüber hinaus kommen in Moosen auch die Farbstoffen α -Karotin, β -Karotin, Lutein, Neoxanthin, Violaxanthin und Zeaxanthin vor, welche man auch von den Gefäßpflanzen kennt (Strain, 1958).

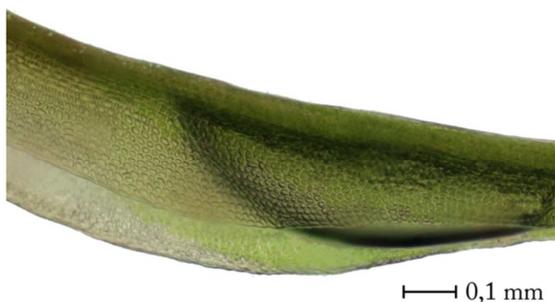


Abb. 46: Blattflügel zur Wasserspeicherung



Abb. 47: Assimilationslamellen eines *Polytrichum*

Enge Räume wie Blattflügelzellen oder Assimilationslamellen binden das Wasser durch Kapillarkräfte und erschweren so die Verdunstung. Somit bleibt die Verfügbarkeit von Wasser in ihrem Gewebe für längere Zeit erhalten.

Auch hier sind Kapillarkräfte am Werk, um Wasser länger an der Pflanze zu halten.

Assimilationslamellen sind ein klassisches Erkennungsmerkmal der weit verbreiteten Polytrichaceen. Die einschichtigen Blattränder des charakteristischen Blättchens können sich zudem bei Trockenheit einrollen und ähnlich Rollblättern, einen zusätzlichen Transpirationsschutz bieten (P. Sitte, 1998).



Abb. 48: ausgetrocknete Moose an sonnenexponiertem Standort



Abb. 49: schnelle Wasseraufnahme eines trockenen Moooses, Makro



Abb. 50: Zeitraffer zur zellulären Wasseraufnahme

Xerophytische Moose können selbst nach mehreren Monaten totaler Trockenheit wieder Photosynthese betreiben, wenn sie wieder mit Wasser in Berührung kommen. Ihre Gewebe sind sehr quellungsstark - kommen sie nur mit geringer Feuchtigkeit in Berührung, nehmen sie diese in Sekundenbruchteilen auf und leiten sie in kürzester Zeit in die gesamte Pflanze weiter.

Moose erweisen sich als äußerst trocken- und temperaturresistent. *Tortula muralis* kann bis zu 14 Jahre im trockenen Zustand lebensfähig bleiben. Sonnenexponierte Standorte in der Arktis und Antarktis mit Moosbewuchs können Bodentemperaturen von 70°C aufweisen. Experimentell überlebten lufttrockene Laubmoose sogar eine Erhitzung auf 110°C für über 30 min (P. Sitte, 1998).

6.4 Sexuelle Vermehrung

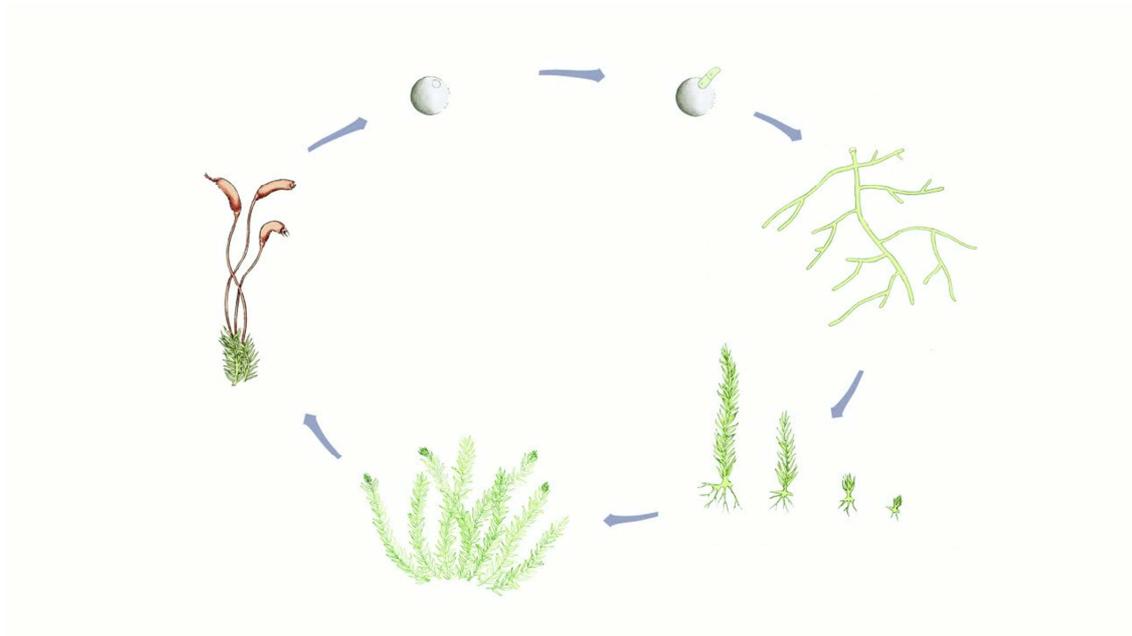


Abb. 51: Entwicklungszyklus der Moose

Ein Moos beginnt sein Leben nicht als Same, wie wir es von den Blütenpflanzen gewohnt sind, sondern als mikroskopisch kleine Spore. Sie besitzt keinen doppelten Chromosomensatz wie die meisten Lebewesen, sondern einen einfachen. Organismen dieser Art nennt man haploid.

Moose haben einen intermediären Kernphasenwechsel. Es werden bei der Meiose sogenannte Meiosporen gebildet, die sich durch Mitose teilen und einen vielzelligen Organismus aufbauen. Dadurch entsteht ein haploider Vegetationskörper der nur einen einzigen Chromosomensatz hat (Raven, 2000).

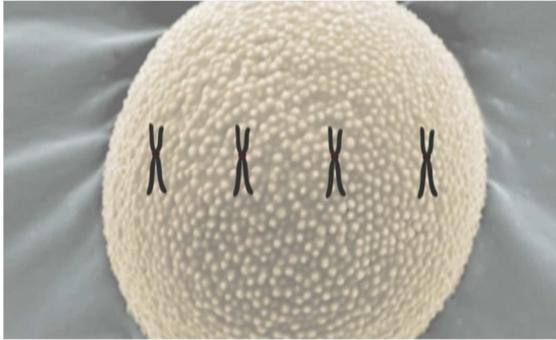


Abb. 52: REM Aufnahme einer Moospore mit Animation zur Haploidie

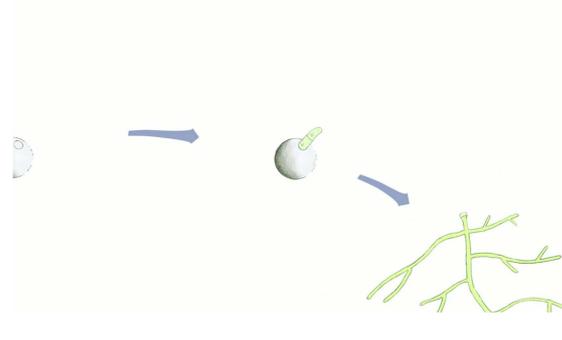


Abb. 53: Illustration der Keimung einer Moospore

Die Spore ist gut geschützt, und manche können selbst nach tausenden Kilometern Flug noch auskeimen. Sporen können auf Waldboden, Bäumen aber auch Mauerspalt und Felswänden keimen. Wenn der Ort feucht genug ist, keimt ein Vorkeim, auch Protonema genannt, das erste Stadium des Mooses.

Ähnlich den Pollen der Gefäßpflanzen besitzen Moosporen Einlagerungen von Sporopollenin. Sporopollenin ist ein widerstandsfähiges Biopolymer, welches vor mikrobiellem Zerfall und chemischer Zersetzung schützt. Es hilft ihnen, beim Transport durch die Luft zu überleben, der je nach Moosgruppe und Standort relativ lange dauern kann (Raven, 2000).



Abb. 54: Zeitraffer von Protonemawachstum, Makro



Abb. 55: Zeitraffer von Protonemawachstum, Mikro

Das Protonema wächst in die Länge und überzieht meist netzartig das Substrat auf dem es wächst. Nach einiger Zeit bilden sich Chloroplasten aus, die elementaren Sonnenkollektoren aller Pflanzen. Erst sie ermöglichen dem Moos das Nutzen des

Sonnenlichts und machen das Protonema zum Chloronema.

Das Protonema wächst nicht immer gleich. Die Art der Verzweigung kann sich von Art zu Art unterscheiden; manche Moose bilden überhaupt keine fädigen sondern thallusartige Protonema (Frahm, 2001).



Abb. 56: Zeitraffer von Knospenwachstum, Makro



Abb. 57: Moossammlung des botanischen Gartens Graz

Hat das junge Protonema eine gewisse Größe erreicht, bilden sich erste Knospen. Aus diesen entstehen junge Moospflänzchen wie wir sie kennen. Bei geschätzten 16000 Arten von Moosen kann es zu sehr unterschiedlichen Ausprägungen kommen.

Aus dem Chloronema entwickelt sich mit der Zeit das chloroplastenärmere Caulonema. Es besitzt im Gegensatz zum Chloronema schräggestellte Querwände. Daraus entstehen, meist an kurzen Seitenzweigen und bei genügend Beleuchtung, die Knospen der Moospflänzchen (P. Sitte, 1998).

Bei vielen Moosarten bildet sich das Protonema nach Erscheinung der Knospen zurück, kann jedoch zur Festigung im Substrat oder zur Versorgung des Sporophyten erhalten bleiben (Frahm, 2001).

Abb. 57 zeigt die Artensammlung des Moosgartens der Universität Graz. Verschiedenste Spezies werden hier vervielfältigt und können beobachtet werden.

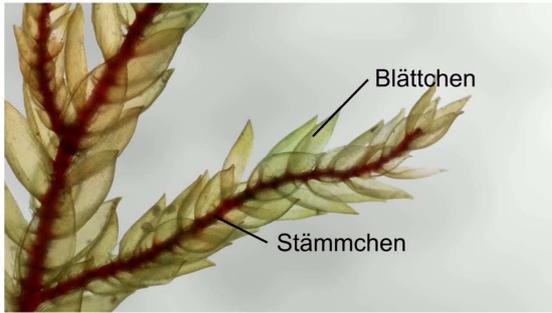


Abb. 58: Moospflanze mit Klassifizierung in Blättchen und Stämmchen



Abb. 59: Große Kolonie des Stockwerkmooses *Hylocomnium*

Laubmoose bilden Pflänzchen die sich in Stämmchen und Blättchen gliedern. Sie sind mit etwa 10000 Arten die größte Gruppe der Moose. Sie können verschiedenste Größen und Formen annehmen, behalten jedoch stets dieselbe Grundstruktur.

Die Laubmoose, auch Bryophytina genannt, sind foliose Moose. Sie wachsen meist aufrecht und in einem deutlich untergliedertem Vegetationskörper(Schöpke). Ihre Rhizoide sind mehrzellig und ihr Gewebe unterschiedlich differenziert. Die Blättchen sind meist schraubig- können aber auch zwei- oder dreizeilig gestellt sein. Bei den Laubmoosen unterscheidet man die Unterklassen der *Sphagnopsida* (Torfmoose), *Andreaeopsida* (Klaffmoose), *Takakiopsida* und der *Bryopsida*. (Frahm J.P, 2004)



Abb. 60: beblättertes Lebermoos

Anders die Lebermoose, die mit 6000 Arten zweitgrößte Moosart. Einige von ihnen sind beblättert, und ähneln oberflächlich gesehen den Laubmoosen.

Die als *Jungermanniopsida* bezeichneten Lebermoose kommen in thallöser und beblätterter Form vor. Sie umfassen etwa 90% aller Lebermoosarten (*Hepaticae*). Ihre beblätterten Vertreter kennt man als *Jungermanniidae*. Sie sind dreizeilig beblättert, wovon zwei Reihen, die so genannten Flankenblätter, seitwärts am Stämmchen verlaufen. Die dritte Reihe, falls nicht zurückgebildet und fehlend, verläuft ventral an der Unterseite des Stämmchens. Deswegen nennt man sie auch „Unterblätter“. Diese sind oft kleiner und anders gestaltet. Die Blätter der *Jungermanniidae* sind oft eine Zellschicht dick und besitzen selten eine Mittelrippe (Frahm J.P, 2004).



Abb. 61: thallose Lebermoose an Uferrand



Abb. 62: thalloses Lebermoos mit Brutbecher

Andere allerdings wachsen ungegliederter, scheinbar ohne erkennliche Gliederung. Diese Form nennt man einen Thallus, ein flächig verbreitetes Stämmchen.

Der Verwandtschaftskreis der thallosen Lebermoose wird unter Experten *Metzgeriidae*

bezeichnet. Er ist anatomisch und morphologisch äußerst heterogen gestaltet. Die gängigsten Klassifizierungsmerkmale für thallöse Lebermoose sind Atemporen, deutlich erkennbare Öffnungen auf dem Thallus, die Mittelrippe oder die Gametantgienstände. Diese verlaufen dorsal auf dem Thallus oder auf dem Stämmchen (Frahm J.P, 2004).



Abb. 63: durch Licht induzierte Blüte von Gefäßpflanzen

Nicht das Licht wie bei Gefäßpflanzen, sondern die Witterung leitet bei den Moosen die Geschlechtsreife ein.

Eine weitere Stärke der Moose ist deren Unabhängigkeit von den Jahreszeiten. Sie sind ganzjährig dazu in der Lage sich fortzupflanzen, tun dies jedoch vorzugsweise im Winter, da zu dieser Zeit meist die nötige Feuchtigkeit vorhanden ist (R. N. Chopra, 1988; Adlassnig, 2003).



Abb. 64: Gametangienstand von *Mnium*



Abb. 65: Archegonien von *Marchantia*

Es werden Gametangien gebildet, die Geschlechtsorgane. Wissenschaftler unterteilen diese in Archegonien, die weiblichen Geschlechtsorgane, und Antheridien, das männliche Gegenstück.

Die Bezeichnung „Archegoniaten“ bezieht sich auf Moose und Farngewächse und leitet sich von deren Geschlechtsorganen, den Archegonien und Antheridien, ab.

Die Archegonien der Moose sind flaschenförmige Organe, deren Bauchteil eine große Zentralzelle umschließt. Diese Zentralzelle entwickelt sich später zur Eizelle und zur Bauchkanalzelle, welche am Grunde des Flaschenhalses liegt (Sitte, 2002).

Antheridien hingegen sind kugel- oder keulenförmige Gebilde und sind für die Entwicklung der Spermatozoen verantwortlich. In ihnen teilen sich von Antheridienwand umschlossene Zellen in je zwei Spermatiden. Nach Lösung vom Gewebsverband reifen diese und werden zu je einem Spermatozoid (Sitte, 2002).



Abb. 66: Gametangienstand von *Mnium*

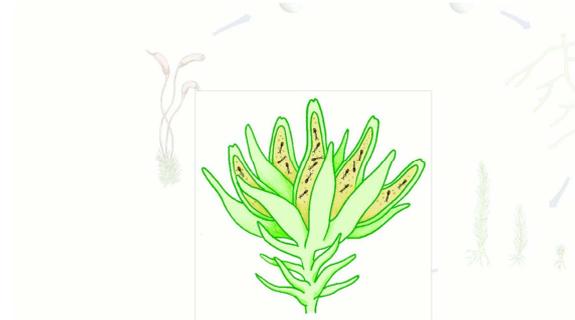


Abb. 67: Illustration eines Gametangienstandes

Äußerlich unscheinbar, meist im Verborgenen wachsend werden in ihnen Eizellen und zweigeißelige Spermatozoen produziert.

Die Moose gehören zu der Pflanzengruppe der „Kryptogamen“, was so viel wie „im verborgenen heiraten“ bedeutet (griechisch „*Kryptos*“ verborgen, heimlich und „*gamein*“ heiraten). Ihre sexuelle Vermehrung findet ohne Blüte und äußerst unauffällig statt. Auch Algen, Flechten und Farne, sowie Pilze und Schleimpilze (wenngleich keine Pflanzen) werden zu den Kryptogamen gezählt (Wikipedia, 2010).

Ihre geschlechtliche Vermehrung ähnelt stark der von Algen, wodurch eine gewisse Abhängigkeit vom Wasser vorhanden ist.

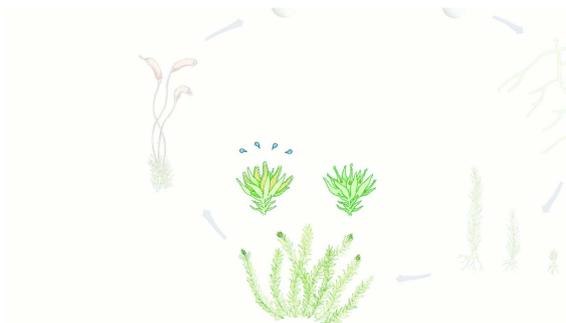


Abb. 68: Illustration der Spermienverbreitung durch Regentropfen

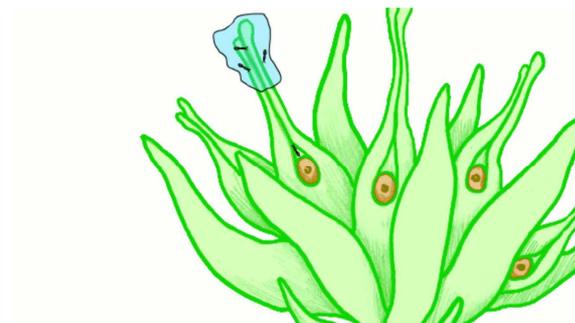


Abb. 69: Illustration des Befruchtungsvorganges

Die Spermatozoen sind beweglich. Wenn sie reif sind, verlassen sie das Antheridium, und schwimmen zur Eizelle. Für diesen Vorgang ist Wasser nötig, daher müssen sie oft auf Regen warten. Regentropfen helfen durch ihren Aufprall dabei, die Spermien

in ihrer Umgebung zu verteilen.

Die Epidermiszellen der Archegonien stehen papillenförmig hervor und bilden so ein Kapillarsystem, welches die Verteilung von Wasser begünstigen soll. Die etwaigen im Wasser enthaltenen Spermatozoide werden anschließend chemotaktisch von der Eizelle angezogen (P. Sitte, 1998).



Abb. 70: Illustration eines Moosembryos

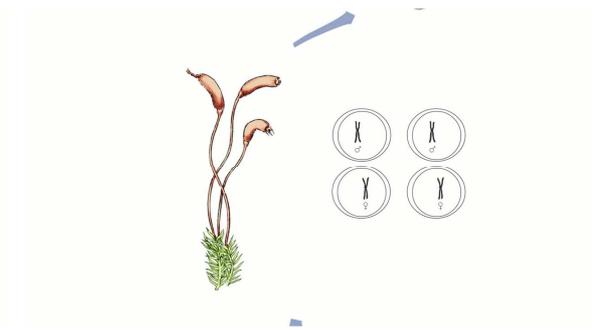


Abb. 71: Illustration eines Moossporophyten mit Meiosporen

Hat es eine Spermatozoe geschafft, eine Eizelle zu finden, verschmelzen die beiden und bilden eine Zygote. Erst jetzt beginnt die diploide Phase des Moores. Genetisch ist das Moos jetzt mit den Gefäßpflanzen zu vergleichen. Aus der Zygote entsteht ein Embryo. Dieser wird durch die haploide Mutterpflanze ernährt und geschützt, bevor er zu einer Sporenkapsel, dem Sporogon, heranwächst. Im Inneren der Sporenkapsel entwickeln sich Zellen in denen Meiose erfolgt. Die entstandenen Zellen sind haploid und werden zu Sporen.

Durch Verschmelzung zweier Gameten (im Fall der Moose Eizelle und Spermatozoe) entsteht ein Organismus mit neuem genetischem Material. Dieser ist diploid und bildet den, im Vergleich zum Gametophyten, relativ kleinen Sporophyt. Er ist von alleine nicht lebensfähig und wird daher vom haploiden Gametophyten ernährt. Im diploiden Sporophyten entwickeln sich durch Meiose, die Essenz der sexuellen Vermehrung und der Motor der Evolution, Meiosporen.

Das sind Zellen, deren Erbgut durch den Prozess der Rekombination verändert wurde

und trotzdem dem Erbgut der Elterngeneration ähnelt. Mit der Meiose geht eine Halbierung des Chromosomensatzes einher, dadurch sind die entstandenen Zellen haploid und leiten so den Lebensabschnitt des dominanten Gametophyten ein (C. A. Villedy, 1985).



Abb. 72: Moossporophyten

Sporogone können unterschiedliche Formen annehmen. Die Kapsel sitzt auf der Seta, einem Stiel, der diese meist über die Pflanze hinaushebt.

Die Morphologie der Sporogone ist sehr vielfältig und ist ein wichtiges Merkmal in der Bestimmung von Moosen. Sie können kugelig, birnenförmig, elliptisch, zylindrisch, urnenförmig, spindelförmig, aufrecht, waagrecht, nickend, hängend, gekrümmt, poly-, monosymmetrisch oder kropfig vorkommen. Auch ihre Kapselform kann für die Bestimmung ausschlaggebend sein. Dabei kommen rundliche, konisch kegelige, mamillöse, kurz- und lang geschnabelte Deckel vor (Frahm J.P, 2004).



Abb. 73: Moossporophyt mit Kalyptra

Anfangs ist es noch von einer schützenden Schicht, der Kalyptra umgeben welche vor der Sporenreifung abgeworfen.

Die Kalyptra ist eine Hülle, die vom Gametophyten stammt und aus dem Archegonienhals hervorgeht. Sie fällt im Laufe der Entwicklung des Laubmoossporogons ab und kann als Bestimmungsmerkmal dienen.

Zur Bestimmung wird die Kalyptra als glockenförmig-bewimpert, kegel- und haubenförmig, mützenförmig gelappt und kappenförmig beschrieben (Frahm J.P, 2004).

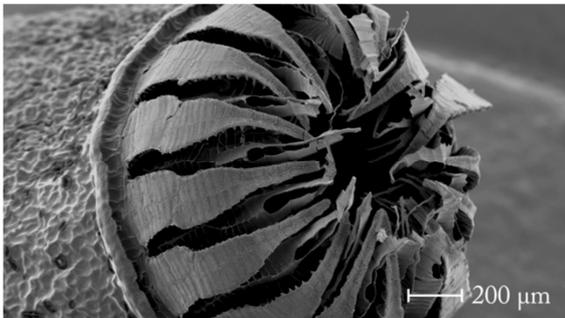


Abb. 74: REM Aufnahme eines Peristoms

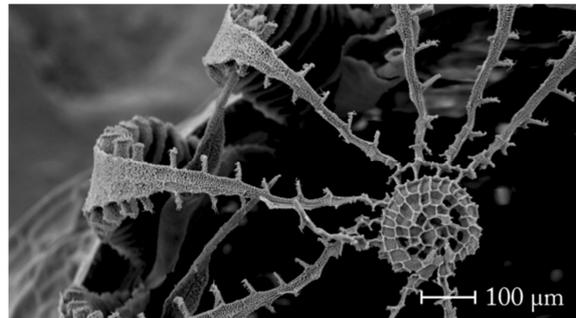


Abb. 75: REM Aufnahme eines Peristoms

Öffnet sich der Deckel des Sporogons, kommt bei den meisten Laubmoosen das Peristom zum Vorschein. Es besteht aus Zellfragmenten und reguliert die Öffnung der Sporenkapsel. Die charakteristischen Peristomzähne besitzen hygroskopisch aktive Lamellen, die besonders empfindlich auf Feuchtigkeit reagieren. Sie öffnen

und schließen die Kapsel, abhängig von der Feuchtigkeit der Umgebung.

Die Art der Sporenverbreitung und somit die Morphologie von Sporogon und Peristom spielen eine wichtige Rolle in der Evolution der Moose. Hierbei werden 5 verschiedene Verbreitungsmechanismen unterschieden: Wind-, Dampfwind-, Wasser-, Zerfalls- und Insektenverbreitung (Renzaglia et al., 2000).



Abb. 76: Zeitraffer eines *Sphagnum*-Sporogons

Abb. 77: drehendes Sporogon zur Sporenverteilung

Manche Kapseln, drehen sich um die eigene Achse, wenn sie austrocknen, und verteilen so ihre Sporen. Torfmoose besitzen einen speziellen Verbreitungsmechanismus für die Spore: im Sporogon baut sich Druck auf, der es zum Platzen bringt und die Sporen wegkatapultiert. Sind die Sporen verteilt, beginnt der Kreislauf von neuem.

Die Verbreitungsmechanismen der Sporophyten können zwischen den Arten stark variieren. *Sphagnum* bietet hier ein sehr interessantes Beispiel, anhand dessen man auch die Evolution der Landpflanzen darstellen kann: wie viele andere Moose, hat *Sphagnum* Stomata am Sporophyten. Neue Untersuchungen deuten darauf hin, dass es sich hierbei nur um Pseudo-Stomata handelt, deren einzige Funktion darin besteht, die für die Sporenverbreitung nötige Austrocknung des Sporophyten zu beschleunigen. Die Untersuchungen schlagen außerdem vor, dass sich die Stomata der Gefäßpflanzen aus jenen Pseudo-Stomata entwickelt haben könnten und sich ihre

regulative Funktion beim Gasaustausch von Landpflanzen mit der Zeit angeeignet haben (Duckett et al., 2009).

6.5 Vegetative Vermehrung



Abb. 78: in Blüte stehende Gefäßpflanzen

Die sexuelle Vermehrung dient der genetischen Vielfalt, spielt jedoch in der Verbreitung vieler Moose nur eine kleine Rolle. Da es in manchen Arten nur selten zur Befruchtung kommt verbreiten sich diese hauptsächlich vegetativ, das heißt sie klonen sich selbst.

86,4 % der Brutkörper-bildenden Laubmoosarten sind diözisch, das heißt zweihäusige männliche und weibliche Gametangien kommen auf getrennten Individuen vor. Männliche und weibliche Pflanzen müssen daher nahe beieinander stehen, um eine Befruchtung zu ermöglichen. Dennoch müssen die Spermien unter Umständen weite Strecken schwimmen, sodass die vegetative Vermehrung den Nachteil der Diözie ausgleicht. Des Weiteren kann durch weite Verbreitung von Sporen (z.B. auf Inseln) eine eingeschlechtliche Population entstehen. Diese kann mit Hilfe vegetativer Vermehrung tausende Jahre überdauern, ohne sich sexuell fortpflanzen zu müssen (Frahm, 2001).



Abb. 79: Bruchblätter eines thallosen Moooses



Abb. 80: Brutkörper nach Auswaschen aus dem Brutbecher

Das Bruchstück eines beliebigen Stück Moooses kann sich zu einer neuen Pflanze entwickeln. Manche Arten bilden eigene Bruchblätter, die sich schon bei kleiner Erschütterung lösen. Andere bilden eigene Organe, so genannte Brutbecher, aus. In ihnen befinden sich Brutkörper, kleine Zellhaufen, die allein der Verbreitung dienen. Bei Regen können sie ausgeschwemmt werden und zu neuen Moospflanzen heranwachsen.

Auch bei den Gefäßpflanzen kommt vegetative Vermehrung vor, z.B. bilden die Erdbeere (*Fragaria sp.*) und der kriechende Hahnenfuß (*Ranunculus repens*) oberirdische, Quecke (*Elymusrepens sp.*) und Taubnessel (*Lamium sp.*) unterirdische Ausläufer. Diese können zu neuen, der Mutterpflanze identen Pflanzen heranwachsen. Andere vegetative Verbreitungsformen sind Sprossknollen (Kartoffel, oder *Solanum tuberosum*) und Wurzelknollen (Scharbockskraut oder *Ranunculus ficaria*) (Knodel, 2008).

6.6 Ökologie



Abb. 81: Sporogone



Abb. 82: Moosbewachsener Fels als Pionierstandort

Obwohl klein und oft unbeachtet, erfüllen Moose wichtige Dienste im Ökosystem. Sie ermöglichen Humusbildung auf kargen Pionierböden oder nackten Felswänden und schützen offene Erdstellen vor Erosion.

Moose besiedeln im Falle einer Änderung des Untergrundes (z.B. ein Murenabgang) relativ schnell die dadurch entstandenen offenen Erdstellen. Dadurch verhindern sie das Abtragen der Erde durch Wind und Regen (Hardman and McCune, 2010).

Des Weiteren gelten Moose als Erstbesiedler, wenn es um die Erschließung neuer Lebensräume (z.B. Gletscherbecken) bzw. um die Entstehung von Erdschichten auf felsigem Untergrund geht. Davydov and Timoshok (2010) geben Moosbesiedelung als erste Stufe von 5 an, die nötig ist bis kahler Untergrund zu besiedeltem Waldboden wird.



Abb. 83: eine Gefäßpflanze nutzt ein Moosbett als Keimboden

Sie können Keimböden für größere Pflanzen werden und helfen damit bei der

Erschließung neuer Areale für die Natur.

Es gibt noch zahlreiche andere Pflanzen-Pflanzen Interaktionen mit Moosen, von denen nur die wenigsten genau erforscht sind. *Radula flaccida* z.B. profitiert von der Fähigkeit der mit ihr in Gemeinschaft lebenden Cyanobakterien, atmosphärischen Stickstoff zu fixieren. *R. flaccida* wiederum ist ein epiphylls Moos, welches die Blätter des Wirtes penetriert und Minerale sowie Wasser extrahiert. Ob es im Austausch auch dem Wirt etwas gibt ist noch nicht vollständig geklärt, könnte jedoch ein interessantes Beispiel für eine gestaffelte Symbiose unseres Ökosystems darstellen (During, 1990).



Abb. 84: klassisches Moorgebiet in Niederösterreich

Moose sind sogar an der Bildung ganzer Ökosysteme beteiligt. In Mooren sind sie nicht nur die vorherrschende Gruppe, sie sind auch für deren gesamte Entstehung verantwortlich.

Die Entstehung von Mooren verläuft je nach Moortyp unterschiedlich, oft spielen jedoch Torfmoose eine entscheidende Rolle. In Hochmooren z.B. können sie durch ihre enorme Wasserspeicherkapazität über den Mineralbodenwasserspiegel hinauswachsen und einen eigenen Moorwasserkörper aufbauen. Die Nährstoffzufuhr dieser Ökosysteme erfolgt dabei primär über das Regenwasser. Da Torfmoose Mineralien aus Regenwasser über den Tausch von H^+ Ionen vollziehen, führt dies zu einer langsamen Ansäuerung des Bodens, auf dem nur wenige andere Arten überleben können (Steiner, 2005).

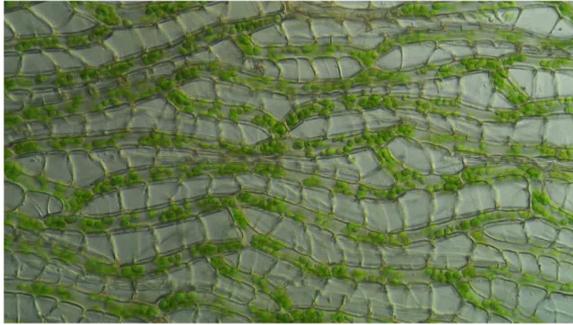


Abb. 85: Hyalozyten und Chlorozyten von *Sphagnum*

Das Torfmoos *Sphagnum* kann dank spezieller Speicherzellen sein 30faches Eigengewicht an Wasser speichern.

Die Blättchen der Torfmoose bestehen aus einem einschichtigen Netz aus dünnen, Photosynthese betreibenden Zellen (Chlorozyten). Dieses Netz wird von großlumigen toten Zellen, den Hyalozyten, auch Wasserzellen genannt, ausgefüllt. Die Wände dieser Hyalozyten, haben Löcher, durch welche Wasser einfließen und gespeichert werden kann. Ringförmige Wandversteifungen bewahren sie gleichzeitig vor dem Kollabieren (U. Lüttge, 1994).



Abb. 86: klassisches Moorgebiet in **Abb. 87:** eine Schale mit Torf
Niederösterreich

Moore sind einzigartige Lebensräume, das dort entstehende Torf ist ein wichtiger Rohstoff und wird seit langer Zeit vom Menschen genutzt.

Torf als Brennstoff gilt als eine der wichtigsten Ressourcen, die der Mensch von Moosen gewinnt. Auch wenn bei der Torfproduktion nicht ausschließlich das Torfmoos

beteiligt ist, gebührt ihm doch eine Schlüsselrolle.

Torfbildung, so genannte Vertorfung, findet beim Abbau von toten Pflanzenteilen in Wasser unter Sauerstoffmangel statt. Durch die nährstoffarmen und anaeroben Bedingungen wird das Pflanzenmaterial mit der Zeit nur unvollständig abgebaut und bildet Huminsäuren, elementaren Kohlenstoff, Methan und Wasserstoff. Bei der aeroben Verwesung hingegen findet eine Vollständige Oxidation des organischen Kohlenstoffs zu CO₂ statt. Vertorfung macht die abgebauten Pflanzenteile für uns als Brennstoff verfügbar (Steiner, 1992).

Da mehr organischer Abfall entsteht als abgebaut werden kann (positive Stoffbilanz), kommt es im weiteren Sinne zur Entstehung von Mooren und Torfdepots (Gayl, 2004).



Abb. 88: Collembolen auf Sphagnumästchen



Abb. 89: Collembolen fressen Schimmel von Moosporophyt

Symbiose mit anderen Lebewesen kann für beide Beteiligten profitabel sein. Collembolen reinigen das Moos in dem sie Schimmel fressen.

Die Liste der Lebewesen, welche in Interaktion mit den Moosen leben, ist lang und bei weitem noch nicht vollständig erforscht. Für eine genauere Beschreibung der Lebensgemeinschaften in und auf Moosen darf ich <http://www.bryoecol.mtu.edu/> empfehlen.

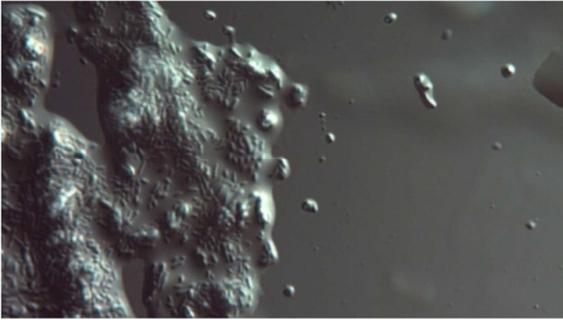


Abb. 90: Bakterienkultur, stark vergrößert (100x)

Bakterien hingegen haben ein schweres Spiel mit Moosen. Diese besitzen nämlich eine Fülle an antibakteriellen Inhaltsstoffen, die sie äußerst widerstandsfähig gegen die Angreifer machen.

Ein Großteil der Moose besitzt mikrobielle Abwehrstoffe. Dies ist nicht verwunderlich wenn man bedenkt, dass Moose oft in sehr feuchten Gegenden der Erde vorkommen, wo das Wachstum von Bakterien und Pilzen grundsätzlich durch die Umgebung begünstigt ist. Extrakte mancher Arten (z.B. *Sphagnum acutifolium*) sind derart aggressiv, dass sie sogar Kleinkrebse töten können (Hegnauer, 1962).

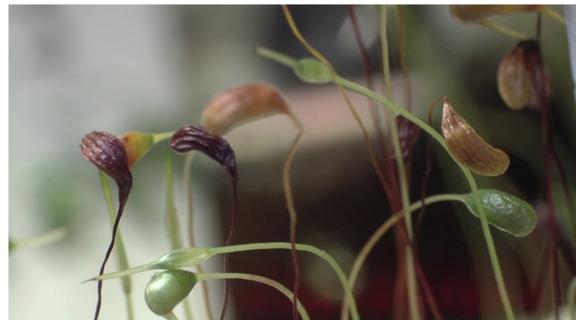


Abb. 91: bioindikative Messstation in Grönland

Abb. 92: diverse Moossporophyten

Nicht nur deren Inhaltsstoffe machen Moose zu einem begehrten Objekt für Menschen. Ihre speziellen Eigenschaften machen sie zu perfekten Bioindikatoren, an denen wir die Veränderung der Umwelt ablesen können.

Viele Moosarten zeigen eine hohe Toleranz gegenüber Verunreinigungen aller Art. Manche akkumulieren oder tolerieren Schwermetalle, andere erscheinen eher in

Kombination mit Luftverschmutzung. Die genaue Zusammensetzung der Moos-Flora bzw. deren Veränderung kann somit Rückschlüsse auf die derzeitigen Umweltbedingungen oder, bei längeren Untersuchungen, auf deren Wandel zulassen (M. Agneta, 1990).

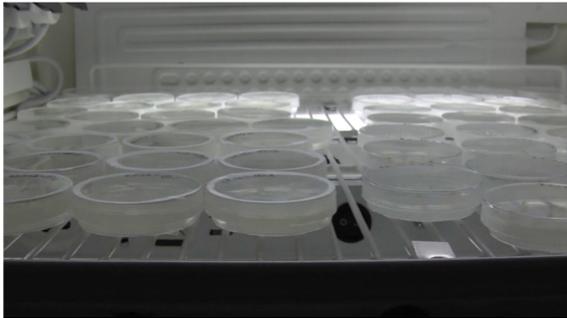


Abb. 93: Mooskulturem im Labor



Abb. 94: Makro eines thallosen Lebermooses

***Die Vielfältigkeit dieser unscheinbaren Pflanzen birgt noch viele Geheimnisse.
Moderne Methoden in der Wissenschaft ermöglichen uns neue Wege diese zu lüften.
Die Forschung sucht fieberhaft nach neuen Nutzungsgebieten und wer weiß wofür
Moose noch Anwendung finden.***

Moosen wird ein hohes pharmazeutisches Potential nachgesagt. Eine Untersuchung von Zhu et al. (2006) ergab dass 93.3% der untersuchten Moose antibakterielle Wirkung aufwiesen. Er schlägt vor, dass vor allem Lebermoose aufgrund des großen Wirkungsspektrums ihrer Inhaltsstoffe Ziel weiter untersucht werden sollten.

7 Diskussion

Ziel der vorliegenden Arbeit war es, einen Film zu schaffen der sowohl für interessierte Amateure als auch für Schüler und Studierenden des Fachgebietes verständlich ist und möglichst viel Information vermittelt. Da davon ausgegangen werden musste, dass Seher z.T. kein fundiertes Vorwissen in der Bryologie besitzen, wurde größten Teils versucht, Fachvokabular zu umgehen bzw. zu umschreiben. War dies nicht möglich, wurden die Begriffe so gut als möglich im Film behandelt und erklärt.

Des Weiteren sollte der Entstehungsweg im schriftlichen Teil dieser Arbeit nachvollziehbar sein. Im Falle eines Nachfolgewerkes sollten Stärken, Techniken, Umsetzungsschwierigkeiten und Kosten leicht ersichtlich sein, um ein noch effizienteres Arbeiten zu ermöglichen.

7.1 Technik

7.1.1 Video

Der gesamte Film (abgesehen von 2 Archiv Aufnahmen) wurde in der heutigen Standardauflösung für HDV von 720 Zeilen gedreht. Da auch die Auflösung des Filmes 720 Zeilen beträgt, ergab sich somit kein Spielraum, das Bild nachträglich zu skalieren ohne an Auflösung zu verlieren. Mit einer Auflösung von 1080 Zeilen, dem Standard vieler aktueller Videokameras, stünde ein wesentlich größerer Spielraum zur Verfügung, der genutzt werden könnte, nachträglich in die Bildgestaltung einzugreifen.

Einen einschränkenden Aspekt bei allen Makro-Aufnahmen stellte die Tiefenschärfe dar, die trotz des kleinen Sensors der JVC Videokamera sehr gering war. Vor allem sich bewegende Objekte, Kamerafahrten und Mikroskopaufnahmen waren davon betroffen und mussten gut geplant und eventuell öfter wiederholt werden.

Bei Makro-Aufnahmen stellte sich heraus, dass eine Bewegung des Objektes zu deutlich besseren Ergebnissen führte als eine Bewegung der Kamera. Besonders gut

funktionierte die Bewegung des Objekts mittels magnetischen Gleittisches, welcher selbst bei manueller Bewegung kein Ruckeln verursachte.

7.1.2 Mikroskopie

Bei den mikroskopischen Aufnahmen konnte sich kein Verfahren als ausnahmslos bestes erweisen. Je nach Präparat und durchgeführter Aufnahme musste entschieden werden, welche Technik zum Einsatz kommen sollte und das beste Bild liefern würde.

Für unkomplizierte Präparate mit hohem Eigenkontrast und Vergrößerungen bis 40x wurde primär Hellfeld verwendet; die geringe Schärfentiefe wurde durch Bilderstapel ausgeglichen. Zusätzlich wurden große Präparate „gekachelt“, was zu deutlich besseren Ergebnissen in Schärfe und Auflösung führte als eine herkömmliche Aufnahme. Insbesondere bei Standbildern machten sich diese Techniken bezahlt, da diese selten als statische Objekte im Film eingebettet sind, sondern meist Bewegungen in Form von Zooms oder Kamerafahrten enthielten.

Bei höheren Vergrößerungen von 40x+ und kontrastarmen Präparaten wurde zumeist auf die Technik des Differenziellen-Interferenz-Kontrasts zurückgegriffen. Sowohl bei Video als auch bei Standbildern konnten so transparente Objekte auf neutralem Hintergrund (z.B. Bakterien) selbst bei hohen Vergrößerungen noch kontrastreich abgebildet werden. Des Weiteren gibt der Relief-Effekt dieser Mikroskopiertechnik dem zu zeigenden Objekt eine gewisse Räumlichkeit, was sich positiv auf die Bildästhetik auswirkt.

Dunkelfeld wurde bei den mikroskopischen Aufnahmen äußerst selten zur Bildgebung verwendet, da die dicken Zellwände das Licht so stark streuen, dass keine einzelnen Strukturen mehr aufgelöst werden können.

7.1.3 Zeitraffung

7.1.3.1 Kultivierung von Versuchsmaterial

Die Kultivierung der Moos-Pflänzchen funktionierte einwandfrei auf dem nach Benecke (1903) gekochten Medium. Es wurde lediglich der Agar-Agar durch die entsprechende Menge Gelrite ersetzt; Gelrite ist glasklar und durchsichtig im Gegensatz zum milchig trüben Agar. Moose in und auf Gelrite können daher besser beobachtet werden.

7.1.3.2 Makro

Die Makrozeitraffer waren die wohl aufwändigsten Aufnahmen dieses Films. Durchsichtiges Protonema auf durchsichtigem Hintergrund ist nur schwer erkennbar. Daher musste nach der Wahl des richtigen Mediums für die Versuchspflanzen noch der geeignete Zeitraum und ein wirksames Kontrastverfahren gefunden werden.

Dabei stellte sich heraus dass die verwendete Dunkelfeld-Anordnung mittels LED-Spalt-Ringlicht das durchsichtige Protonema auf durchsichtigem Gelrite-Medium nach Benecke (1903) am deutlichsten sichtbar machen konnte. Bei 75% Lichtstärke wuchsen die Protonemafäden und die entstehenden Knospen schnell genug um innerhalb von 4 Wochen eine flüssige Aufnahme mit genügend Wachstumsfortschritt hervorzubringen.

Erwähnenswert ist hierbei auch die starke Entwicklung von Kondenswasser am Deckel der Petrischale nur wenigen Stunden nach Überführung vom Klimakasten in die Versuchsanordnung. Dies wurde gelöst indem die Petrischale umgedreht wurde. Das Kondenswasser war so nicht mehr zwischen Objekt und Kamera und streute das von unten einfallende Licht nur minimal. Die dünne Gelrite Schicht erlaubte eine ungetrübte Aufnahme „von unten“. Die Dauerbelichtung hat den Moosen glücklicherweise nicht geschadet. Ob dies bei Gefäßpflanzen wiederholbar ist, ist unklar.

Je kleiner das Aufnahmeintervall ist, desto mehr Spielraum hat man in der Nachbearbeitung. Es sollte jedoch mindestens 10 Minuten betragen, da man sonst Gefahr läuft, am Ende des Versuchs zu wenige Bilder für eine flüssige Wiedergabe zu haben.

7.1.3.3 Mikro

Die Mikroaufnahmen waren wesentlich einfacher zu bewerkstelligen, da sie sich nur über maximal 72 Stunden zogen. Meistens wuchs das Versuchsobjekt innerhalb dieses Zeitraums aus dem Bildbereich des Mikroskops heraus.

Die größten Herausforderungen dieses Verfahrens waren die Präparatdicke zwischen Objektträger und Deckglas, die Strahlungsintensität und die Austrocknung des Präparats.

Dunkelfeld wurde hierbei von vornherein ausgeschlossen, da seine hohe Strahlungsintensität bei gewünschter Helligkeit das Präparat schädigen könnte.

Die Austrocknung des Präparats wurde verhindert indem der Grenzbereich zwischen Deckglas und Objektträger mit Vaseline versiegelt wurde.

Am schwersten zu kontrollieren war die Dicke der Medienschiicht. Nach (Jensen, 1981) wurde eine Kammer aus Vaselinestreifen am Objektträger erstellt und mit frischem Medium gefüllt um ein optimales Wachstum zu ermöglichen. Diese Anordnung machte es jedoch möglich, dass das Protonema aus dem Schärfbereich wuchs wodurch einige Aufnahmen wiederholt werden mussten.

Die Sporenkeimung verlief relativ unproblematisch. Das Sporogon eines *Polytrichum sp.* wurde geöffnet und dessen Sporen auf ein Deckglas mit flüssigem Medium nach Benecke (1903) überführt. Nur 10-12 Stunden später konnte die Keimung eines Protonemas beobachtet werden.

Auch hierbei erwies sich der Interferenz-Kontrast als optisch beste Methode um den transparenten Protonemaschlauch vom Hintergrund abzuheben.

Das Bildintervall musste bei allen Mikroskopiezeitraffern deutlich höher sein als bei Makroaufnahmen, da bei einer Vergrößerung von 20x+ das Wachstum deutlich schneller wirkt. 1 Min erwies sich hier als ausreichend und ermöglichte noch einiges an Flexibilität in der Nachbearbeitung.

7.1.4 Audio

Der Ton, einer der wenigen Faktoren der ausgelagert werden musste um professionelle Qualität zu erreichen, spielt eine entscheidende Rolle in der Authentizität des Mediums Film. Der Sprecher, Otto Clemens, ist eine bekannte Stimme in der Fernsehlandschaft.

Sound Effekte und Musik wurden vom Autor und einem externen Tontechniker in Kooperation erstellt um eventuelle rechtliche Probleme im Zusammenhang mit der Vertonung zu vermeiden.

7.1.5 Rasterelektronenmikroskopie

Die verwendeten REM Aufnahmen sind nicht nur wegen ihrer strukturellen Genauigkeit bei hoher Vergrößerung, sondern auch als Blickfänger wertvoll. Sie zeigen kleinste Strukturmerkmale wie Papillen, die für das Verstehen eines physiologischen Ablaufs essentiell sind, in wesentlich höherer Auflösung, Kontrast und Tiefenschärfe als dies mit dem Lichtmikroskop möglich ist.

Dies ist nur möglich, wenn die Präparate vorher (wie im Kapitel Material und Methoden beschrieben) präpariert werden.

Bewegte Bilder mittels Stop-Motion Verfahren im REM zu erzeugen wäre durchaus möglich, ist jedoch mit immensem Aufwand verbunden und würde wohl den Zeitrahmen jeden Projektes dieses Ausmaßes sprengen. Stattdessen wurden

hochauflösende Einzelbilder verwendet und Ausschnittsweise Kamerafahrten simuliert.

7.1.6 Animation

Das verwendete Programm (Macromedia Flash 8.0) erwies sich als ausreichend für Animationen im Film. Es wurde aufgrund seiner Einfachheit verwendet und es konnten alle Animationen in zufriedenstellender Qualität erstellt werden, stieß jedoch bei zunehmender Komplexität der Animationen an seine Grenzen. Das auf Web-Anwendungen ausgelegte Programm hatte unzureichende Exportfunktionen für Adobe Premiere und die erstellten Animationen konnten im Schnitt-Programm nicht korrekt wiedergegeben werden.

7.2 Bedeutung für die Lehre

Moderne Medien formen unsere Wahrnehmung und Ideen. Sie arbeiten Information für uns auf, bringen diese in eine leicht verträgliche Form und machen sie uns mit visueller und auditiver Unterstützung zugänglich (Masterman, 1985).

Dieser Film ist als Unterstützung für Lehrende gedacht, der gewohnten Informations- und Bilderflut aus Film und Fernsehen der Schüler und Studenten gerecht zu werden. Bewegte Bilder mit erklärendem Sprecher, darstellende Animationen und Realaufnahmen sollen ein möglichst vielseitiges Bild des Themas vermitteln und Kompliziertes so einfach wie möglich darstellen.

Für etwaige tiefergehende Erklärungen stehen dem lehrenden Personal im Kapitel „Ergebnisse“ Details und Zusatzverweise zur Verfügung, die er/sie nach Wunsch aufbereiten und in den Unterricht einfließen lassen kann.

7.3 Ökologische Bedeutung

Passives Ziel von Arbeiten wie dieser sollte es sein, ökologisches Bewusstsein zu schaffen, indem die schützens- und bewundernswerte Schönheit der Natur aufgezeigt wird. Dadurch lässt sich nicht nur die Aufmerksamkeit des Sehers halten, sondern auch ein kleiner Beitrag zum Schutz unseres Lebensraums leisten. Sie könnten durch Unterstützung der Politik sowohl ökologische Missstände als auch Errungenschaften einer breiten Öffentlichkeit zugänglich machen.

8 Ausblick

Die vorliegende Master-Arbeit befasste sich mit dem Thema der Bryophyten, im Allgemeinen bekannt als "Moose", und versuchte alle wichtigen Aspekte dieser Pflanzengruppe in einen 20 minütigen Unterrichtsfilm zu verpacken.

Besonders die Reduktion eines so komplexen Themas auf diese Länge bedurfte einer sehr genauen Auswahl an Information. Die Komplexität dieses Thema hätte durchaus eine ganze Serie an Unterrichtsfilmen gerechtfertigt, daher konnten auch nicht alle Teilbereiche in ausführlichem Detailreichtum bearbeitet werden. Zudem entwickelten sich im Laufe der Dreharbeiten neue und vielversprechende Methoden, welche ältere Aufnahmen obsolet werden ließen.

Eine der großen Herausforderungen dieses Projektes war, ein in unserem Zeitgefühl statisches Objekt in ein bewegtes Bild umzusetzen. Eine Aneinanderreihung statischer Aufnahmen hätte womöglich zu Aufmerksamkeitsverlust geführt und widerspricht dem Konzept des bewegten Bildes. Als Pionierwerk stellt diese Arbeit einen wichtigen Grundstein dar, mit dessen Hilfe nachfolgende Filme wesentlich effizienter umgesetzt werden könnten. Der Aufwand von Zeitrafferaufnahmen kann in etwa abgeschätzt werden bei dieser so wichtigen Technik in der Veranschaulichung von langwierigen Prozessen.

Das Pflanzenreich bietet noch viele Gruppen, die für eine ähnliche Abhandlung in Frage kämen. Eine Reihe ähnlicher Projekte für jede dieser Gruppen würde sich anbieten.

Mit der gewonnen Erfahrung in der technischen Umsetzung von biologischen Abläufen ließen sich die in diesem Projekt angewandten Arbeitsprozesse vereinfachen und beschleunigen.

9 Literaturverzeichnis

- Adlassnig, W.** 2003. Jahreszeitliche Farbveränderung bei *Sphagnum fallax* unter besonderer Berücksichtigung der Cytomorphologie. Diplomarbeit Universität Wien. In: Cell Imaging & Ultrastructure. University of Vienna, Vienna. p 117.
- Benecke, W.** 1903. Ueber die Keimung der Brutknospen von *Lunularia cruciata*. . *Botanische Zeitung* Heft II:4-46.
- Brown, D.H.** 1982. Mineral Nutrition. Pp. 383-443 in: Smith, A.J.E., (ed), *Bryophyte Ecology*. Chapman and Hall, New York. p 383-443.
- C. A. Vilee, E.P.S., P. W. Davis.** 1985. **Biology**. CBS College Publishing, New York.
- Cove, D.J., & Knight, C.D.** 1993. The Moss *Physcomitrella patens*, A model system with potential for the study of plant reproduction. *Plant Cell* 5:1483-1488.
- Cove, D.J., Knight, C.D., & Lamparter, T.** 1997. Mosses as model systems. *Trends In Plant Science* 2:99-105.
- Davydov, V.V., & Timoshok, E.E.** 2010. Forming of soils on young moraines in the basin of the Aktru Glacier (Central Altai, North-Chuya Ridge). *Contemporary Problems of Ecology* 3:356-362.
- Duckett, J.G., Pressel, S., P'ng, K.M.Y., & Renzaglia, K.S.** 2009. Exploding a myth: the capsule dehiscence mechanism and the function of pseudostomata in *Sphagnum*. *New Phytologist* 183:1053-1063.
- During, H.J.T., B.F.** 1990. Bryophyte Interaction with other Plants. *Botanical Journal of the Linnean Society*:79-98.
- Frahm J.P, F.W.** 2004. Moosflora, 4 ed. Eugen Ulmer GmbH & Co, Stuttgart.
- Frahm, J.P.** 2001. Biologie der Moose, 1 ed. Spektrum Akademischer Verlag, Berlin.
- Frahm, J.P.** 2004. New frontiers in bryology and lichenology - recent developments of commercial products from bryophytes. *Bryologist* 107:277-283.
- Gang, Y.Y., Du, G.S., Shi, D.J., Wang, M.Z., Li, X.D., & Hua, Z.L.** 2003. Establishment of in vitro regeneration system of the *Atrichum* mosses. *Acta Botanica Sinica* 45:1475-1480.
- Gautam, R., Saklani, A., & Jachak, S.M.** 2007. Indian medicinal plants as a source of antimycobacterial agents. *Journal Of Ethnopharmacology* 110:200-234.

- Gayl, R.** 2004. Faszination Moor - Lebensraum und Kultur. öbv&hpt Verlagsgmbh &Co. KG, Vienna.
- Glime, J.M.** 2007. Bryophyte Ecology. In. Ebook sponsored by Michigan Technological University and the International Association of Bryologists.
- Grupe, H.** 1971. Biologie-Didaktik. Aulis Verlag Druckerei GmbH, Köln.
- Haas, K.** 1982. Surface wax of *Andreaea* and *Pogonatum* species. *Phytochemistry*:657–659.
- Hardman, A., & McCune, B.** 2010. Bryoid layer response to soil disturbance by fuel reduction treatments in a dry conifer forest. *Bryologist* 113:235-245.
- Harris, E.S.J.** 2008. Ethnobryology: traditional uses and folk classification of bryophytes. *Bryologist* 111:169-217.
- Hegnauer, R.** 1962. Chemotaxonomie der Pflanze. Eine Übersicht über die Verbreitung und die systematische Bedeutung der Pflanzenstoffe. Bd.1: Thallophyten, Bryophyten, Pteridophyten und Gymnospermen.
- Jensen, L.C.W.** 1981. Division, growth and branch formation in protonema of the moss *Physcomitrium turbinatum*: Studies of sequential cytological changes in living cells. *Protoplasma*:301-317.
- Kistler, S.S.** 1931. Coherent expanded aerogels and jellies. *Nature* 127:741-741.
- Knodel, H.** 2008. Linder Biologie. Verlag Gustav Swoboda & Bruder, Vienna.
- Koch, K., Frahm, J.P., & Pollawatn, R.** 2009. The cuticle of the *Buxbaumia viridis* sporophyte. *Flora* 204:34-39.
- Lindo, Z., & Gonzalez, A.** 2010. The bryosphere: An integral and influential component of the earth's biosphere. *Ecosystems* 13:612-627.
- M. Agneta, S.B.** 1990. Terrestrial and aquatic bryophytes as monitors of environmental contaminants in urban and industrial habitats. *Botanical Journal of the Linnean Society*:267-280.
- Masterman, L.** 1985. Teaching the media. Comedia Publishing Group, London, New York.
- Niklas, K.J., & Kutschera, U.** 2009. The evolution of the land plant life cycle. *New Phytologist* 185:27-41.

- P. Sitte, H.Z., F.Ehrenhofer, A.Bresinsky.** 1998. Strasburger - Lehrbuch der Botanik. In. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart.
- Pannewitz, S., Green, T.G.A., Maysek, K., Schlenso, M., Seppelt, R., Sancho, L.G., Turk, R., & Schroeter, B.** 2005. Photosynthetic responses of three common mosses from continental Antarctica. *Antarctic Science* 17:341-352.
- Proctor, M.C.F.** 1979. Surface wax on the leaves of some mosses. *Journal of Bryology*:531–538.
- Proctor, M.C.F., Oliver, M.J., Wood, A.J., Alpert, P., Stark, L.R., Cleavitt, N.L., & Mishler, B.D.** 2007. Desiccation-tolerance in bryophytes: a review. *Bryologist* 110:595-621.
- Proctor, M.C.F., & Tuba, Z.** 2002. Poikilohydry and homoihydry: antithesis or spectrum of possibilities? *New Phytologist* 156:327-349.
- R. N. Chopra, R.N.K.** 1988. Biology of Bryophytes.
- Raven, P.H.** 2000. Biologie der Pflanzen, 3 ed. de Gruyter, Berlin; New York.
- Renzaglia, K.S., Duff, R.J., Nickrent, D.L., & Garbary, D.J.** 2000. Vegetative and reproductive innovations of early land plants: implications for a unified phylogeny. *Philosophical Transactions Of The Royal Society Of London Series B-Biological Sciences* 355:769-793.
- Schlenso, M., Schroeter, B., Pannewitz, S., & Green, A.** 2003. Adaptation of mosses and lichens to irradiance stress in maritime and continental Antarctic habitats. Pp. 161-166 in, *Antarctic Biology In A Global Context, Proceedings*. Backhuys Publishers, Leiden. p 161-166.
- Schöpke, T.** 2010. Abteilung: Bryophyta (Moospflanzen)
- Schubert W., H.H.H., Pankow H.** . 2000. Exkursionsflora von Deutschland. Band 1: Niedere Pflanzen, 3 ed. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, Berlin.
- Shaw, B.G.a.A.J.** 2008. Bryophyte Biology. Cambridge University Press.
- Sitte, P., Weiler, E.W., Kadereit, J.W., Bresinsky, A., Körner.** 2002. Lehrbuch der Botanik. Spektrum, Heidelberg.
- Slayter, H.S.E.M.** 1992. Light and electron microscopy. Cambridge University Press, Cambridge.

- Steinbrecht, R.A., & Müller, M.** 1987. Freeze-substitution and freeze-drying. in: Zierold, R.A.S.a.K., (ed), *Cryotechniques in Biological Electron Microscopy*. Springer-Verlag, Berlin Heidelberg.
- Steiner, G.M.** 1992. Österreichischer Moorschutzkatalog. Verlag Ulrich Moser, Vienna.
- Steiner, G.M.** 2005. Moore von Sibirien bis Feuerland. Oberösterreichisches Landesmuseum.
- Strain, H.H.** 1958. Chloroplast Pigments and the Classification of some Siphonalean Green Algae of Australia.
- Turetsky, M.R., Mack, M.C., Hollingsworth, T.N., & Harden, J.W.** 2010. The role of mosses in ecosystem succession and function in Alaska's boreal forest. *Canadian Journal Of Forest Research-Revue Canadienne De Recherche Forestiere* 40:1237-1264.
- U. Lüttge, M.K., G. Bauer.** 1994. Botanik, 2 ed. VCH Verlagsgesellschaft mbH, Weinheim.
- Virtanen, V., Korpelainen, H., & Kostamo, K.** 2007. Forensic botany: Usability of bryophyte material in forensic studies. *Forensic Science International* 172:161-163.
- Vorwinkel, E.** 1975. Torfmoosmembranochrome 2: Die Struktur des Sphagnorubins. *Chemische Berichte* 108:1166-1181.
- Wikipedia.** 2010. Kryptogame, <http://de.wikipedia.org/wiki/Kryptogame>
- Zhu, R.L., Wang, D., Xu, L., Shi, R.P., Wang, J., & Zheng, M.** 2006. Antibacterial activity in extracts of some Bryophytes from China and Mongolia. *Journal Of The Hattori Botanical Laboratory*:603-615.

10 Lebenslauf

Curriculum Vitae – Lebenslauf

Persönliches:

Name: Gregor Pogöschnik
Geburtstag: 11.12.1982
Wohnort: Wien
Adresse: Brigittenauer Lände 38/8, 1200 Wien
Telefon: +43 650 4626321
E-Mail: pogo@gmx.com

Ausbildung:

Seit 2008 Diplomarbeit am Institut für Ultrastrukturforschung und
Wissenschaftlichen Film Universität Wien (C.I.U.S.)
2007 Abschluss Bakk. Pflanzenphysiologie & Umweltmonitoring,
Start MSc Ökologie & parallel Bakk. Publizistik und
Kommunikationswissenschaft an der Universität Wien;
2003 FH Joanneum Informationsmanagement, KF Uni Graz Bakk.
Pflanzenphysiologie & Umweltmonitoring;
2002 Bundesheer, Graz;
2001 Matura, Graz International Bilingual School

Fort- und Weiterbildungen:

2008 Kurse zu Video & Fotografie an der Universität Wien
Widmung der Reisefotografie auf 4 monatiger Reise entlang
der Seidenstrasse
2007 Widmung der Reisefotografie auf 6 monatiger
Südostasienreise mit Publikation u.a. in GEO Vietnam Special
2004 Ausbildung zum Trinerogy® NLP Practitioner

Berufliche Erfahrung:

2009 - 2011 Mitarbeiter des Alpenverein Österreich, Sektion Edelweiß Kletterteam
2008 - 2011 Diplomand und Mitarbeiter am Institut für Zellphysiologie und
Wissenschaftsfilm
2007 - 2011 Tutor an der Universität Wien zu den Kursen „Fotographie zur
wissenschaftlichen Dokumentation“ und „Licht und Videomikroskopie
in der Praxis“
2004 - 2005 Organisation, Planung und Durchführung von Workshops
und Seminaren, "Trinerogy International Inc." – Wien
2003 - 2009 Kundenbetreuung und Beratung, Hewlett Packard

Computer Skills:

MS Windows
MS Office

Adobe Photoshop, Premiere, Flash

Fremdsprachen:

English: sehr gut in Wort und Schrift

Spanisch: Grundkenntnisse

Französisch: Grundkenntnisse