



universität
wien

DIPLOMARBEIT

Titel der Diplomarbeit

„Pollenmorphologische Untersuchungen (LM, REM)
an Ericaceae, Symplocaceae, Sapotaceae,
Cornaceae,,

verfasst von

Christian Haring

angestrebter akademischer Grad

Magister der Naturwissenschaften (Mag.rer.nat.)

Wien, 2014

Studienkennzahl lt. Studienblatt: A 190 445 313

Studienrichtung lt. Studienblatt: Lehramtsstudium UF Biologie und Umweltkunde und UF
Geschichte, Sozialkunde, Polit.Bildg.

Betreut von: ao. Univ.-Prof. Mag. Dr. Reinhard Zetter

Danksagung

Allen voran möchte ich Herrn Professor Reinhard Zetter danken. Wo auch immer man Probleme oder Fragen hatte, war Professor Zetter mit Rat, Tat und großer Geduld zur Stelle. Man hätte sich keinen besseren Betreuungslehrer wünschen können.

Außerdem möchte ich mich bei Fridgeir Grimsson bedanken, ohne welchen die Erstellung der Tafeln auf diese Art und Weise nicht gelungen wäre.

Herzlichen Dank auch an meinen ehemaligen Studienkollegen und Freund Lukas Grossberger, der bereitwillig seine Dienste als renommierter und staatlich zertifizierter Germanist zur Verfügung stellte und der Arbeit zu sprachlich, sowie grammatikalischem Glanz verholfen hat.

Vor allen anderen möchte ich natürlich meiner Familie danken. Claudia und Andreas, ihr habt mich immer mit offenen Armen empfangen, wenn es mir einmal schlecht ging oder ich euren Rat gebraucht habe. Mama und Papa, ohne eure Unterstützung wäre das alles nie möglich gewesen. Ich kann mich wirklich sehr glücklich schätzen ein Teil dieser Familie sein zu dürfen und hoffe, dass ich euch allen noch viele Jahre ebensolch große Hilfe sein kann.

VIELEN DANK!

Abstract

A pollen sample from a sedimentary layer of the find spot in Profen (Germany), which is a geological part of the middle to younger eocene, was analysed by light microscope and scanning electron microscope. The basis for the analysis of the pollen grains were the edited 20 plates. For that purpose there was taken pictures under the light microscope as well as the scanning electron microscope and by the help of image processing programs arranged properly in the 20 plates. The description of the pollen grains is supported by the systematic part and the explanation of the used terminology and reported the result in the final discussion.

Zusammenfassung

Eine Pollenprobe aus der Fundstelle Profen (Bundesrepublik Deutschland), die erdgeschichtlich mittel- bis obereozänen Alters ist, wurde mithilfe lichtmikroskopischer und rasterelektronenmikroskopischer Untersuchungsmethoden analysiert. Die Grundlage dieser Analyse bildeten 20 erstellte Tafeln. Dazu wurden sowohl unter dem Lichtbildmikroskop, als auch dem Rasterelektronenmikroskop Fotos erstellt und mithilfe digitaler Bildbearbeitung in übersichtlicher Form in den Tafeln angeordnet. Die Beschreibung der Pollenkörner wird durch die vorhergehende systematische Einordnung und der Erläuterung der verwendeten Fachtermini unterstützt und in der abschließenden Diskussion die Ergebnisse dargelegt.

Inhaltsverzeichnis

1. Einleitung.....	5
2. Material und Methoden.....	6
2.1. Fundort.....	6
2.2. Aufbereitung des Materials	8
2.3. Bearbeitung der Untersuchungsobjekte	9
2.3.1. Lichtmikroskop	9
2.3.2. Rasterelektronenmikroskop	13
3. Systematik und Verbreitung heutiger Vertreter der Familien	19
3.1. Ericaceae	20
3.2. Symplocaceae.....	23
3.3. Sapotaceae	24
3.4. Cornaceae	26
3.4.1. <i>Mastixia</i>	28
3.4.2. <i>Alangium</i>	30
4. Terminologie.....	32
5. Beschreibung der Pollenkörner	42
5.1. Ericaceae	42
5.2. Symplocaceae.....	46
5.3. Sapotaceae	47
5.4. Cornaceae	50
6. Diskussion	53
7. Literatur	57
8. Bildverzeichnis	61
9. Tafeln	65

1. Einleitung

Die untersuchten Pollenkörner aus Sedimenten der Fundstelle Profen (Weißelsterbecken) in der Bundesrepublik Deutschland beinhalten eine hervorragend erhaltene Mikroflora mittel- bis obereozänen Alters mit bis zu ca. 150 verschiedenen Taxa. In diesem Zeitraum hatten die Angiospermen bereits ihre Dominanz gegenüber Gymnospermen und Farngewächsen erlangt.

Für die vorliegende Diplomarbeit wurde aus dieser Mikroflora die Familien Ericaceae, Symplocaceae, Sapotaceae und Cornaceae mit dem Lichtmikroskop (LM) ausgewählt und dargestellt, weil diese einerseits in einer engen Verwandtschaft miteinander stehen und andererseits dadurch die Vielfalt der eozänen Mikroflora und auch innerhalb der einzelnen Familien widerspiegeln.

In weiterer Folge wurden die ausgesuchten Pollenkörner dieser Familien zusätzlich mithilfe des Rasterelektronenmikroskops (REM) untersucht, um mit den dadurch gewonnenen Details diese eventuell weiter untergliedern zu können.

Die systematische Einordnung heutiger Vertreter der ausgewählten Familien, soll einen Überblick über die Charakteristika und Verbreitung geben und die Erläuterung der pollenmorphologischen Arbeitsweise und verwendeten Terminologie soll einen Einblick in palynologische Forschungen geben und auf die anschließende Bestimmung der Pollenkörner einleiten. Zum Schluss der Arbeit werden die Ergebnisse der Bestimmung analysiert, diskutiert und Rückschlüsse auf die damalige Flora gezogen.

Um dieser Forschung zu begegnen muss zu allererst geklärt werden woher die Sedimente genau stammen und wie diese in weiterer Folge bearbeitet wurden.

Es soll im Zuge der Einleitung auch darauf hingewiesen werden, dass versucht wurde sämtliche Inhaber der Bildrechte ausfindig zu machen und ihre Zustimmung zur Verwendung der Bilder in dieser Arbeit einzuholen. Sollte dennoch eine Urheberrechtsverletzung bekannt werden, wird um Meldung beim Verfasser der Arbeit gebeten.

2. Material und Methoden

2.1. Fundort

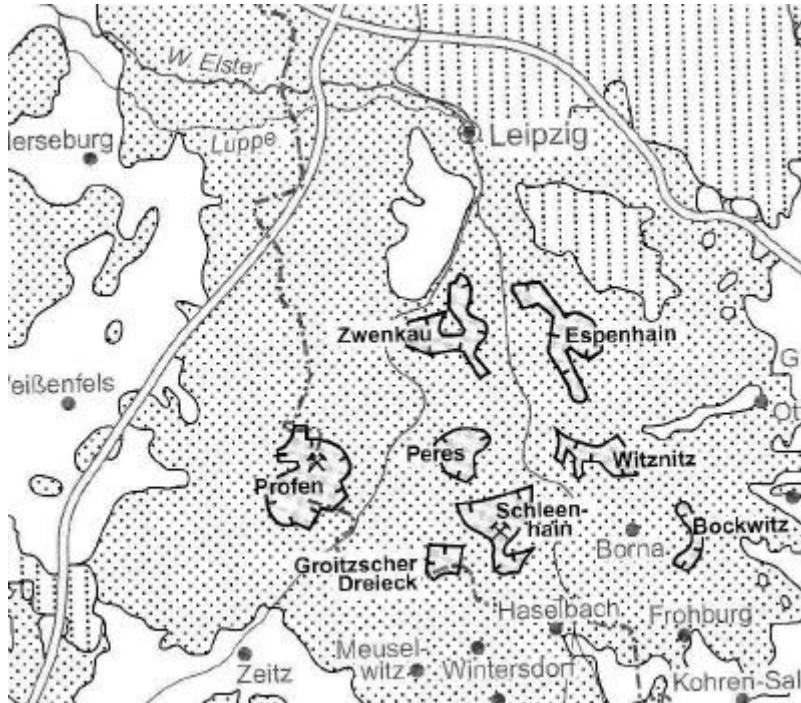
Die in dieser Arbeit verwendeten Sedimente stammen aus einem Braunkohleabbaugebiet nahe Profen, welches entlang der Grenzen des deutschen Bundeslandes Sachsen-Anhalt und dem Freistaat Sachsen verläuft. Es ist Teil des Weißelsterbeckens und wird zum Burgenlandkreis des Bundeslandes Sachsen-Anhalt gerechnet. Dieser befindet sich südwestlich von Leipzig.



(Abbildung 1: Satellitenbild der Fundstelle Profen, Google Maps)

Die Bezeichnung Weißelster-Becken geht auf MEYER (1950) zurück. Er war der Meinung, es handle sich dabei um ein großes Seebecken, das zeitweise von Flüssen durchströmt wurde und von Mooren bedeckt war. Die darin entdeckten

abbauwürdigen Braunkohleflöze für die Reviere Zeitz, Meuselwitz und Borna wurden von ihm in vier nutzbare Flöze gegliedert.



(Abbildung 2: Braunkohleabbau im Weißelster-Becken, nach PÄLCHEN & WALTER)

Der Tagebau Profen, welcher von der Firma MIBRAG mbH betrieben wird, umfasst das Böhlener Oberflöz (Flöz IV), das Thüringer Hauptflöz (Flöz III) und das Sächsisch-Thüringische Unterflöz (Flöz I). Das Abbauggebiet ist bereits seit 1941 erschlossen und fördert jährlich ca. 9-10 Mio. Tonnen Braunkohle. Das Alter der abgebauten Kohleschichten beträgt zwischen 45-20 Millionen Jahre. (MIBRAG)

Dies umfasst im Wesentlichen die erdgeschichtlichen Zeitintervalle des Mittel- und Obereozäns, des Oligozäns, bis hin zum Untermiozän. Die untersuchte Mikroflora ist zeitlich mit großer Wahrscheinlichkeit im unteren Obereozän einzuordnen.

Die bearbeitete Mikroflora lässt auf eine damals in einem subtropisch-humiden Klima vorherrschende Vegetation schließen. Charakteristisch dafür sind zum Beispiel immergrüne (laurophylle) Pflanzenarten (PÄLCHEN & WALTER, 2011).

2.2. Aufbereitung des Materials

Die aus Profen erhaltene Sedimentprobe wurde durch palynologische Standardaufbereitungsmethoden nach FERGUSON et al. (2007) bearbeitet.

Das Verfahren gliedert sich dabei in einen anorganischen und einen organischen Aufbereitungsgang.

Im anorganischen Aufbereitungsgang ist das Ziel, die anorganischen Anteile mit Hilfe von Säuren aus der Probe zu lösen. Hierbei wird das Sediment in einem Mörser zerkleinert und anschließend mit Flusssäure (HF) gekocht, um Silikate entfernen zu können. Danach wird der Rückstand in konzentrierter Salzsäure (HCl) gekocht, um eine Bildung von Kalziumfluorid zu verhindern. Nach dem Dekantieren der Salzsäure die verbleibenden Reste schließlich mit destilliertem Wasser gewaschen und ungefähr drei bis vier Mal zentrifugiert.

Im organischen Aufbereitungsgang soll die Probe von verbleibenden organischen Verunreinigungen befreit werden. Hierbei wird die Probe einer Chlorierung und einer anschließenden Acetylierung unterzogen.

Im Bearbeitungsschritt der Chlorierung wird die Probe mit konzentrierter Essigsäure ($C_2H_4O_2$) überschichtet. Danach wird Natriumchlorat-Lösung darüber geschichtet und anschließend 2-3 Tropfen HCl hinzugefügt. Nach weiterem Zentrifugieren und Auswaschen mit konzentrierter Essigsäure, wird die Probe in der Acetylierung mit einem Schwefelsäuregemisch zu 9 Teilen Essigsäureanhydrid ($C_4H_6O_3$) und 1 Teil Schwefelsäure (H_2SO_4) behandelt, um die letzten verbleibenden Verunreinigungen zu entfernen.

Anschließend wird die Probe erneut mehrmals zentrifugiert und ausgewaschen. Danach wird der Bodensatz – also die zurückgebliebenen Pollenkörner – mit Glycerin in Suspension gebracht.

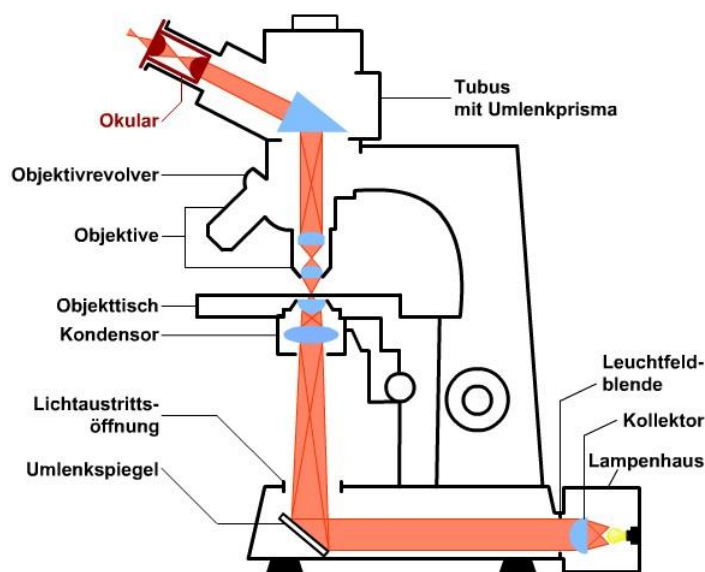
2.3. Bearbeitung der Untersuchungsobjekte

2.3.1. Lichtmikroskop

Um lichtmikroskopische Bilder erstellen zu können, mussten verschiedene Einstellung an Kamera, Bildschirm und Mikroskop vorgenommen werden.

Neben dem Kamera-Zoom war es auch wichtig, die richtige Vergrößerung auszuwählen, um ein möglichst bildfüllendes Foto aufnehmen zu können. Da die in der Arbeit behandelten Pflanzenfamilien bzw. –gruppen allesamt zu den Angiospermen gezählt werden, war eine volle Vergrößerung des 60er-Objektivs möglich (das verwendete Mikroskop hatte 10x, 40x und 60x Objektive).

Die beiden erforderlichen Bilder des jeweiligen Pollenkorns sollten einerseits die Außenkontur und andererseits das Zentrum möglichst scharf darstellen.



(Abbildung 3: Aufbau und Strahlengang des Lichtbildmikroskops, nach LICHTSCHEIDL)

Um ein möglichst gleichmäßig ausgeleuchtetes Bildfeld zu erhalten – Strahlengang geht direkt durch das Objekt – wurde die Köhlersche Beleuchtung eingestellt. Dazu wurde der Kondensor mit dem Kondensortrieb nach oben gedreht, um eine Position direkt unter dem Objektisch zu erreichen. Anschließend sollte das Präparat scharf gestellt werden. Im nächsten Schritt wird die Leuchtfeldblende (am Fuß des Mikroskops) geschlossen. Sollte der

leuchtende Kreis der geschlossenen Blende nicht zu sehen sein, muss man diesen mit den Zentrierschrauben am Kondensor in die Mitte des Bildfeldes rücken. Nun kann der Kondensor in der Höhe so weit verstellt werden, dass der Rand der Leuchtfeldblende scharf abgebildet wird. Zum Schluss wird die Leuchtfeldblende gerade so weit geöffnet, dass das gesamte Bildfeld ausgeleuchtet ist. Die Aperturblende (am Kondensor) wird nur ein Stück weit geöffnet, weil durch zu viel Beleuchtung Strukturen sichtbar werden, die gar nicht wirklich vorhanden sind (LICHTSCHEIDL,

http://www.univie.ac.at/mikroskopie/2_kontraste/hellfeld/3_koehler.htm).

Nach dem Einstellen des Mikroskops konnte mit der Bearbeitung der erstellten Probenlösung fortgefahren werden.

Die Schwierigkeit lag darin, die gewünschten Pollenkörner aus dem umfangreiche Palynomorphe (Pollen, Sporen und weitere Mikrofossilien) umfassenden Pollengemisch herauszusuchen. Dazu wurde ein Tropfen der Probe auf einen Objektträger gebracht und mit einer speziell angefertigten Präpariernadel zu einem Streifen ausgestrichen. An der Spitze der Präpariernadel wurde mit Hilfe eines UHU-Allesklebers ein Nasen- oder Augenbrauenhaar befestigt, sodass die feinen Pollenkörner besser bewegt werden können.

Es gilt darauf hinzuweisen, den Tropfen zu einem möglichst dünnen Streifen auszustreichen, um einerseits die Flüssigkeitstiefe und andererseits den Weg aus der Mitte des Streifens an dessen Peripherie zu minimieren. Wird der Streifen zu dick aufgetragen, kann es passieren, dass bei dem weiten zurückzulegenden Weg das ausgewählte Pollenkorn leicht im Gewirr der Unmenge an Pollenmaterial verloren geht. Die ebenfalls höhere Flüssigkeitstiefe erschwert den Beförderungsvorgang zusätzlich, weil das Pollenkorn zudem von anderen überlagert und somit unauffindbar wird.

Der Vorgang der Beförderung an das Randgebiet des Probenstreifens ist deshalb von Bedeutung, weil nur dort die Aufnahme mit der Präpariernadel erfolgreich ist. Mit einer schwunghaften Bewegung kann das Pollenkorn auf die Haarspitze aufgenommen werden und auf einen anderen Objektträger umgebettet werden.

Mit einem speziell angefertigten Glasröhrchen (mit einem Bunsenbrenner wird ein Teil des Röhrchens leicht geschmolzen und langgezogen. An dieser Stelle kann dieses entzwei gebrochen werden und man erhält eine Pipette mit einem weitaus kleineren Durchmesser) wird ein winziger Tropfen aufgetragen, um darin maximal 20 Pollenkörner sammeln zu können – der Übersicht halber empfiehlt es sich eher weniger Pollen einzubringen, zudem wird der Tropfen mit der Zeit durch Staub wieder verunreinigt und man kann bei geringerer Pollenkorndichte noch auf saubere Bereiche ausweichen. Sollte der Tropfen austrocknen, kann man einfach ein wenig Glycerin zufügen – die Erhaltung der Pollenkörner wird dadurch nicht beeinträchtigt.

Um die Pollenkörner ausrichten zu können, hat es sich bewährt neben dem Objekt das Glycerin weiter auszustreichen. Ein direkter Kontakt mit dem Material bringt dieses wieder in Bewegung – es bedarf deshalb schon einiger Übung, Geduld und insbesondere einer ruhigen Hand, um das Objekt zum Stehen zu bringen. Aus eigener Erfahrung kann gesagt werden, dass es eine regelrechte Zerreißprobe darstellt, wenn unter mühevолlem Fingerspitzengefühl das Pollenkorn Stück für Stück in die gewünschte Position gebracht wird und dann ein unkontrolliertes Zittern der Hand dieses wieder umstößt. Neben der hohen Konzentration in punkto Feinmotorik, ist das Mikroskopieren auch eine ungeheure Belastung für die Augen. Nicht umsonst kam der gutgemeinte Ratschlag von Professor Zetter, man solle am Anfang nicht zu viele Stunden am Mikroskop verbringen, weil die Augenmuskulatur diese Anstrengung noch nicht gewöhnt ist. In flacheren Glycerinbereichen lässt sich das Objekt zwar optimal bewegen und auch zum Stillstand bringen, man muss jedoch beachten, dass nicht das Objekt oder Teile des Objekts (wie oftmals bei den stacheligen Skulpturen mancher Symplocaceae) aus dem Glycerinfilm hinausragen. Dies wird sofort durch schwarze oder grüne Brechungsfarben bemerkbar.

Um die Übersicht zu behalten, kann man in 10-facher Vergrößerung eine Art Lokalisierungsordnung anlegen. Ein erheblicher Störfaktor dieser Ordnung ist jedoch die Beweglichkeit des Pollenmaterials in der Glycerin-Lösung. Kaum wird mit dem Haar in der Glycerin-Lösung herumgestrichen, versetzt sich die vorher verzeichnete Ordnung in eine unüberschaubare Unordnung. Ich beschränkte mich deshalb im Laufe meiner Tätigkeit auf 3-5 Pollenkörner pro Objektträger,

wobei auf einem Blatt Papier die jeweiligen Objekte nach deren Form eine Benennung erfuhren, damit diese auch bei Änderung der Position identifiziert werden konnten. Bei dem, unter lichtmikroskopischen Bedingungen sehr ähnlich aussehenden, Ericaceae erwies sich die Entscheidung lediglich ein Pollenkorn pro Objektträger zu bearbeiten als einzige Möglichkeit die Übersicht zu behalten.



(Abbildung 4: Lichtbildmikroskop mit montierter Kamera und Bildschirmanzeige)

Die lichtmikroskopische Bilderstellung kann, wenn die oben genannten Einstellungen vorgenommen wurden, relativ rasch durchgeführt werden. Es empfiehlt sich jedoch, nicht zu viele Fotos auf einmal zu machen, weil man sonst wieder den Überblick in Hinblick auf die jeweilige Zugehörigkeit verlieren könnte – zumindest wenn man die Reihenfolge der Ausrichtung durcheinander bringt, weil zufällig ein Pollenkorn in Pollage steht und man diesen glücklichen Zufall nützen möchte. Die Erstellung der rasterelektronenmikroskopischen Bilder war dagegen weitaus zeitaufwändiger.

2.3.2. Rasterelektronenmikroskop

Vor dem Start der rasterelektronischen Untersuchung mussten die Pollenkörner von dem Objektträger auf kleine Aluminiumtischchen umgebettet werden.

Dabei wurde in die Tischchen mit einer Präpariernadel eine Signatur eingraviert, damit festgestellt werden konnte, welche Objekte sich darauf befinden.

Um das Tischchen von Verunreinigungen zu befreien wurde dieses nach der Gravur nochmals mit Alkohol geputzt. Danach mussten die zur Untersuchung vorliegenden Pollenkörner aus dem Glycerin aufgenommen, ein Tropfen Alkohol auf das Aluminiumtischchen gegeben und das Pollenkorn in diesen eingebracht werden. Der Alkoholtropfen reinigt das Pollenkorn von den anhaftenden Glycerin-Resten und verdampft innerhalb weniger Sekunden.



(Abbildung 5: Binokular)

Wurde das Pollenkorn erfolgreich auf dem Tischchen platziert, kann es in die Aufbewahrungsbox gesetzt werden. Auch hier sollte man eine Art Positionsplan erstellen, um sich ein nachhergehendes Entziffern der recht kleinen Signatur ersparen zu können.



(Abbildung 6: Aufbewahrungsbox der Tischchen)

In der Aufbewahrungsbox wurde zu diesem Zweck ein Stück einer Schaumstoffmatte angepasst. Diese wurde mit Löchern versehen und mit einem leeren Tischchen ausgeteilt. Die auf dem Bild zu sehenden goldenen Tischchen haben bereits den nächsten Schritt der Besputterung durchlaufen.

Der Vorgang des Sputtern bezeichnet einen Prozess, bei dem eine feine Goldschicht auf die zu untersuchenden Objekte aufgebracht wird.



(Abbildung 7: Sputtergerät)

In dem auf Abbildung 7 zu sehenden Zylinder wird über eine Pumpe ein Vakuum erzeugt, damit die Besputterung erfolgen kann. Nachdem das Vakuum (bei ca. 1,3 Torr) erreicht ist, wird über eine Leitung das Edelgas Argon angesaugt. Die Gasmoleküle schlägt aus der Goldfolie Goldmoleküle heraus, welche sich dann über die Objekte legen.

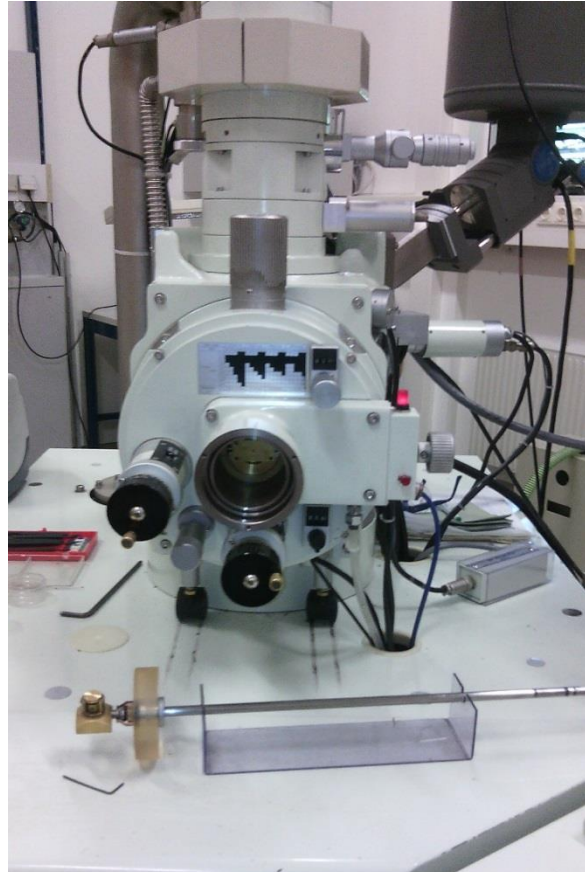
Nachdem die Proben dem Besputterungsvorgang unterzogen worden sind und eine ausreichende Goldschicht vorhanden ist, können diese für die REM-Untersuchung verwendet werden.



(Abbildung 8: Sputtervorgang)

Nachdem diese Vorarbeit beendet war, konnte die eigentliche Untersuchung mit dem REM durchgeführt werden. Verwendet wurde ein JEOL JSM 6400 Scanning Electron Microscope.

Die Proben werden über eine Vorrichtung durch die Schleuse in die Probenkammer transferiert. Der Plexiglasdeckel hinter dem Tischchen wird dabei so in der Öffnung des Mikroskops platziert, dass durch Drücken des roten Knopfs, die vorhandene Luft in der Schleuse abgepumpt werden kann. Danach kann über das silberne Rad unterhalb des roten Knopfes die Schleuse geöffnet werden und das Objekt über den Stab eingeführt werden. Dabei gilt es zu beachten, dass die Dichtung zwischen Stab und Plexiglasdeckel sachgemäß verschraubt ist, damit keine Luft in



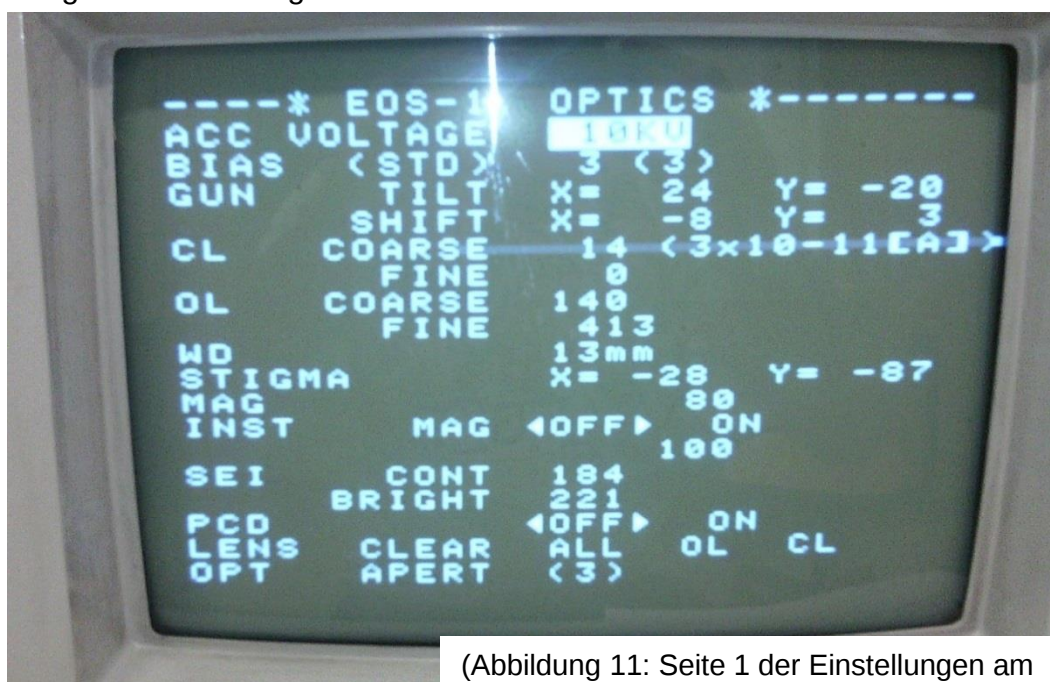
(Abbildung 9: Rasterelektronenmikroskop)

das Vakuum eindringen kann. Hat man den Stab so weit eingeführt, dass man durch das Einrasten der Halterung ein deutliches Klicken hört, kann man den Stab von der Halterung abschrauben und diesen aus dem Strahlengang entfernen. Um beim Herausholen des Stabes das Vakuum zu erhalten, wird wieder mit der Schleuse gearbeitet. Nun kann man sich den Einstellungen des Terminals widmen und anschließend mit dem Steuerboard die Objekte suchen und scharf stellen.



(Abbildung 10: Terminal des REM)

Auf der ersten Seite der Einstellungen auf Abbildung 11, sieht man die für die Bilderstellung relevanten Parameter. Es wurde im Spannungsbereich von 10 kV gearbeitet. Der Punkt CL Coarse zeigt, ähnlich der Leuchtfeldblende beim LM, die elektromagnetische Blende an. Je höher die Zahl, desto enger wird das Blendloch. OL Coarse steht für das Scharfstellen. CONT und BRIGHT zeigen die Werte des Kontrasts und der Helligkeit an und STIGMA steht für die Einstellungen der Stigmalinsen, welche den durch das Magnetfeld entstandenen Astigmatismus korrigieren können.



(Abbildung 11: Seite 1 der Einstellungen am

Durch den gesendeten Elektronenstrahl Primärelektronen werden aus der Goldbeschichtung Sekundärelektronen herausgeschlagen. Um diese Sekundärelektronen sammeln zu können, muss der Detector eingeschaltet werden. Zuletzt muss noch der Kompensator aktiviert werden. Dieser schirmt das Elektronenmikroskop von jeglicher elektromagnetischer Strahlung ab und verhindert dadurch etwaige Bildstörungen.

Den wichtigsten Teil der Untersuchung der Pollenkörner stellte das Steuerboard dar. Mit dessen Hilfe können die vorher auf Seite 1 gezeigten Parameter verstellt werden. Mit dem Rad Magnification kann gezoomt werden, dabei sollte beachtet werden, bei dem Übersichtsfoto möglichst bilddeckend zu vergrößern. Die beiden Räder links oben, mit der Bezeichnung Image Position versehen, sind zum feineren Bewegen des Objektes. Beim Suchen der Objekte auf dem Tischchen empfiehlt es sich hingegen mit den beiden schwarzen Steuerrädern unterhalb der Einführöffnung zu arbeiten. Mit dem Rad Probe Current kann die elektromagnetische Blende eingestellt werden. Im Bereich Focus kann das Bild scharfgestellt werden. Leuchtet das Feld „Fine“ auf, so hat man vom Grobtrieb auf Feintrieb umgestellt. Mit Contrast und Brightness lassen sich, wie bereits oben beschrieben, der Kontrast und die Helligkeit verändern. Im Feld Stigmation werden die beiden Stigmatalinsen gesteuert. Dabei sollten zuerst beide auf 0 gestellt werden und dann hintereinander möglichst scharf gestellt werden. Es empfiehlt sich diesen Vorgang in möglichst hoher Vergrößerung auszuführen, weil dadurch feinere Unterschiede gesehen werden können. Der Astigmatismus kann von Objekt zu Objekt verschieden sein, es ist deshalb äußerst wichtig die richtige Feinabstimmung getroffen zu haben, um optimale Bildqualität erreichen zu können.



(Abbildung 12: Steuerboard)

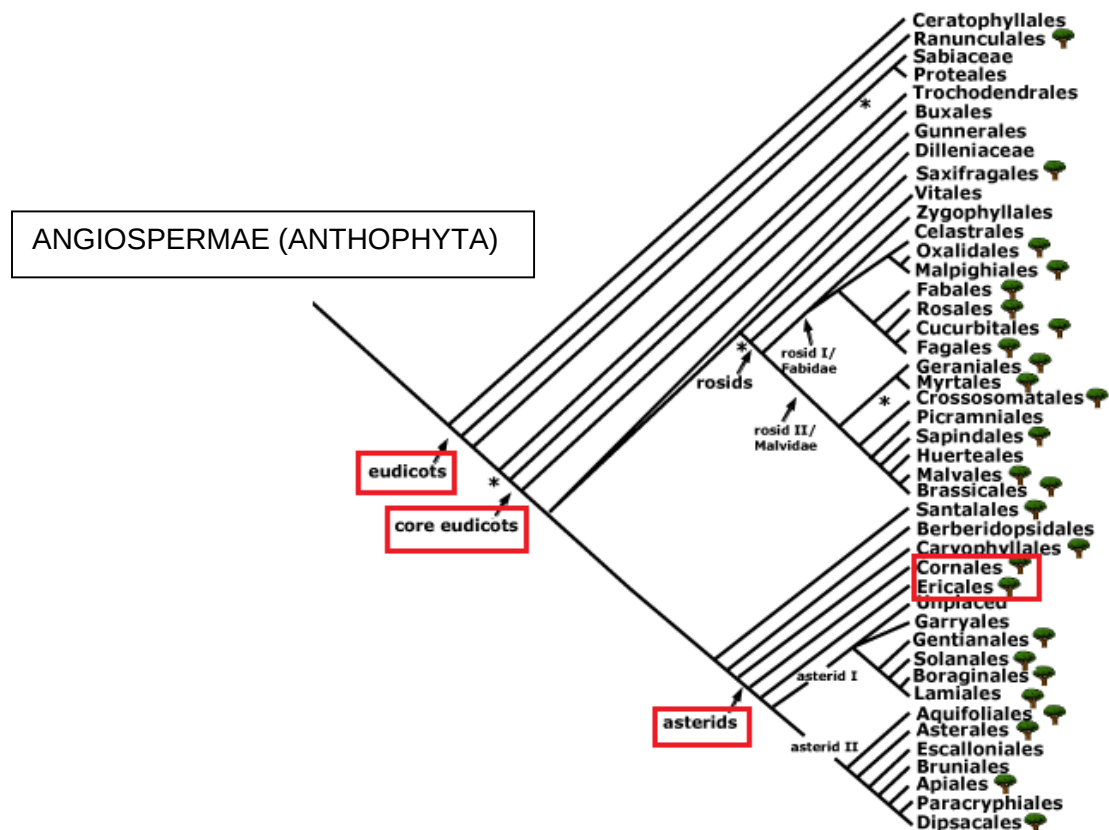
Um letztlich ein Foto machen zu können, muss man rechts oben den linken Bildschirm (Left) auswählen, schauen ob keine Störungen gegeben sind (ansonsten den Kompensator betätigen) und dann mit dem Programm SemAfore den „Auslöser“ drücken.

Im Laufe der Arbeit mit dem REM hat sich gezeigt, dass eine ausreichende pollenmorphologische Erforschung ohne Einsatz elektronenmikroskopischer Bilder gar nicht möglich ist. Sehen manche Objekte im LM Bilder ähnlich aus, so sieht man bei REM Aufnahmen sehr eindrucksvoll, welche Unterschiede die ähnlichen Objekte aufweisen können. Zudem werden durch das Abtasten oder Abrastern des Elektronenmikroskops viele feine Details erst sichtbar.

Die Bildbearbeitung und anschließende Erstellung der Tafeln mit Photoshop 7.0 kann mit einiger Berechtigung als aufwendige Kleinstarbeit bezeichnet werden. Da manche Werkzeuge nicht genau das Erfassen, was das Auge vernimmt, müssen teilweise Objekte von Hand ausgeschnitten und angepasst werden. Die Mühe und Zeit lohnt sich jedoch, weil das Ergebnis unvergleichlich dem Verhältnis der Automatisierungen des Programms gegenübersteht.

3. Systematik und Verbreitung heutiger Vertreter der Familien

Die bearbeiteten Pollenkörner können zur Stammgruppe der Asteriden, ferner zur Ordnung der Cornales und Ericales gezählt werden.



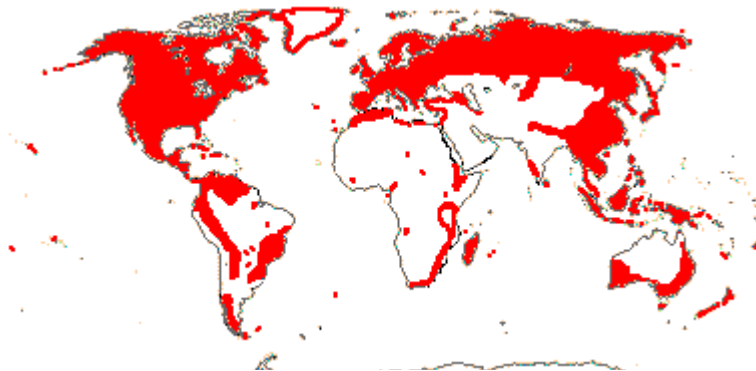
(Abbildung 13: Stammbaum der Angiospermae, verändert nach STEVENS)

Wobei Ericaceae, Symplocaceae und Sapotaceae als Familien der Ericales geführt werden. Die Familie der Cornaceae, mit den beiden behandelten Gattungen *Mastixia* und *Alangium*, wird in die Ordnung der Cornales gestellt.

3.1. Ericaceae

Die Familie der Ericaceae ist in acht Unterfamilien unterteilt, welche insgesamt ca. 126 Gattungen und etwa 4010 Arten beinhalten (STEVENS, 2012).

Wie man anhand verschiedenster Literatur verfolgen kann, hat sich der Umfang der in diese Familie aufgenommenen Arten deutlich vergrößert. Im Wesentlichen sind dafür neuere molekularbiologische Untersuchungsmethoden verantwortlich. Von MAI (1995) werden in seinem Werk lediglich 82 Gattungen und 2500 Arten angeführt. Die große Artenzahl gibt einen Hinweis auf die weltweite Verbreitung.

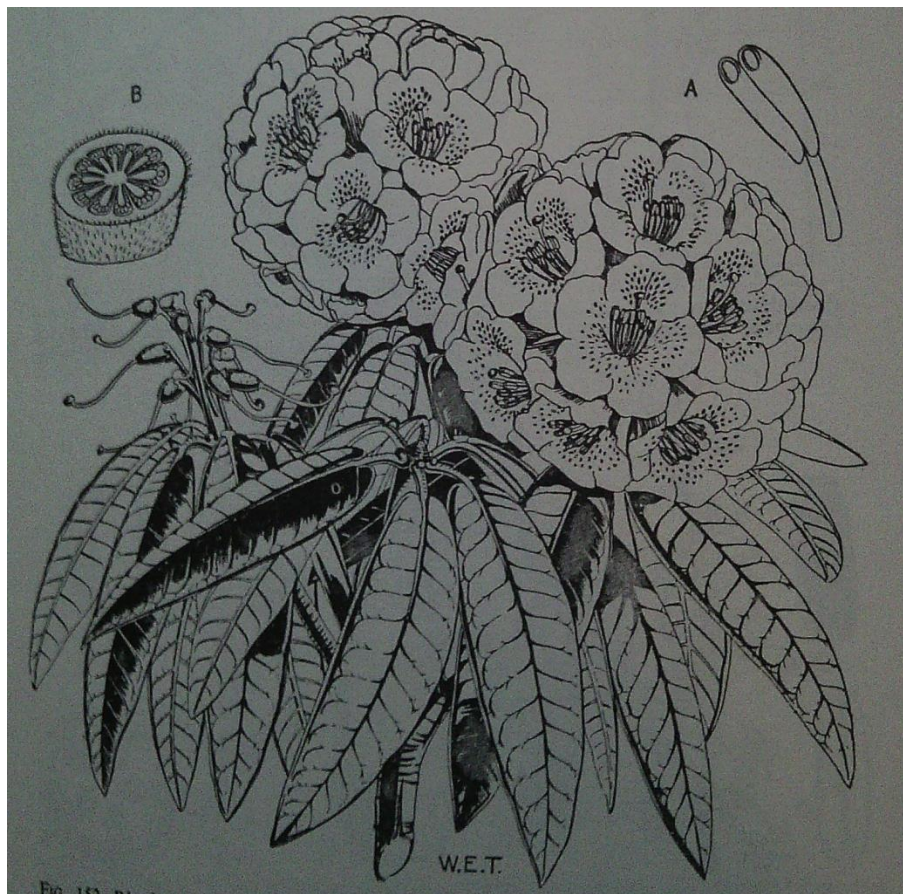


(Abbildung 14: Verbreitungskarte der Ericaceae, nach STEVENS)

Lediglich im tropischen Tiefland, wie etwa dem Amazonas- und dem Kongobecken, gedeihen nur einige wenige Arten und am antarktischen Kontinent fehlen diese zur Gänze.

Die Ericaceae sind üblicherweise holzige und strauchige Pflanzen. Ein wesentlicher Grund, warum die Familie quer über den Globus verbreitet ist, dürfte deren große Anspruchslosigkeit sein. Durch endotrophe Mykorrhiza (Symbiose mit Pilzen) verschaffen sich die Pflanzen eine starke Erweiterung der unterirdisch aufnehmenden Organe (MAI, 1995).

Ein deutliches Erkennungsmerkmal dieser Pflanzen sind die ausgeprägten Blüten – wahrscheinlich auch der Grund warum einige Vertreter dieser Familie gerne als Zierpflanzen Gebrauch finden. Die Blüten sind sympetal (Petale/Kronblätter sind miteinander verwachsen) und in ihrer Ausprägung nach zu einem Krug oder einem Schlauch geformt. Die zehn Stamina (Staubblätter) springen oftmals über Poren auf, manchmal haben diese auch Anhängsel auf ihren Antheren (Staubbeutel) oder der Spitze ihrer Filamente (Staubfäden). Vegetativ gesehen ist die Familie äußerst variabel. Eine der wenigen Gemeinsamkeiten vieler Unterfamilien, Gattungen und Arten, ist das Fehlen der Nebenblätter und der glattrandigen Laubblätter (STEVENS, 2012).



(Abbildung 15: *Rhododendron cinnamomeum*, nach HUTCHINSON)

Als Fossilnachweise können zu Tetraden verbundene Pollenkörner in den Braunkohleschichten gezählt werden. Bereits in der europäischen Oberkreide gelten aus der Unterfamilie der Vaccinioideae Frucht- und Samenreste als gesichert. Für die Systematik relativ wenig Wert besitzt freilich die Mehrzahl der seit dem Alttertiär gestellten Blattaabdrücke. Von den Arbutaceae sind bereits seit der Oberkreide inkohlte Reste der Früchte bekannt (MAI, 1995).

Auch fossile Reste der Tribus (Rangstufe zwischen Unterfamilie und Gattung) Oxydendreae und Gaultherieae sind fossil in Europa vorhanden, wobei diese gegenwärtig für diesen Kontinent ganz klar Exoten darstellen. Der Tribus Vaccinieae ist im Eozän, Miozän und Pliozän aufgrund gesicherter Samenreste nachgewiesen. Die Unterfamilie der Rhododendroideae kann mit Bestimmtheit anhand deren Samen aus dem Paläozän des südlichen England bestimmt werden (MAI, 1995).

Zusammen mit Kapselfrüchten findet man diese auch im Pliozän. Kutikularanalytisch und samenmorphologisch ist das Vorkommen von *Kalmia* L. und *Kalmiophyllum* KR. et WEYL. belegt. Diese treten häufig in Braunkohlen auf, da sie wichtige Kohlenbildner waren. Völlig unsicher dürfte die Bestimmung von Resten der Unterfamilie der Ericoideae in Europa vor dem Quartär sein, da weder ein kutikularanalytischer noch ein blattmorphologischer Beweis erbracht werden konnte (MAI, 1995).

3.2. Symplocaceae

Die Familie der Symplocaceae umfasst lediglich eine Gattung *Symplocos* mit ca. 200 Arten, welche in tropischen und subtropischen Gebieten, mit Ausnahme Afrikas, verbreitet ist (STEVENS, 2012).



(Abbildung 16:
Verbreitungskarte
der Symplocaceae, nach
STEVENS)

Die Arten dieser Pflanzenfamilie sind zumeist immergrüne Sträucher oder Bäume. Ein Charakteristikum sind die fehlenden Stipulae (Nebenblätter), der gezahnten Blätter. Zudem können die racemösen (traubigen) Infloreszenzen mit eher kleinen Blüten genannt werden. Deren Petale (Kronblätter) sind nur basal verwachsen, besitzen zumeist viele Stamen (Staubblätter) und einen unterständigen Fruchtknoten. Als Frucht bilden diese Pflanzen eine Steinfrucht aus, dessen Steinkern Keimporen aufweist (STEVENS, 2012).

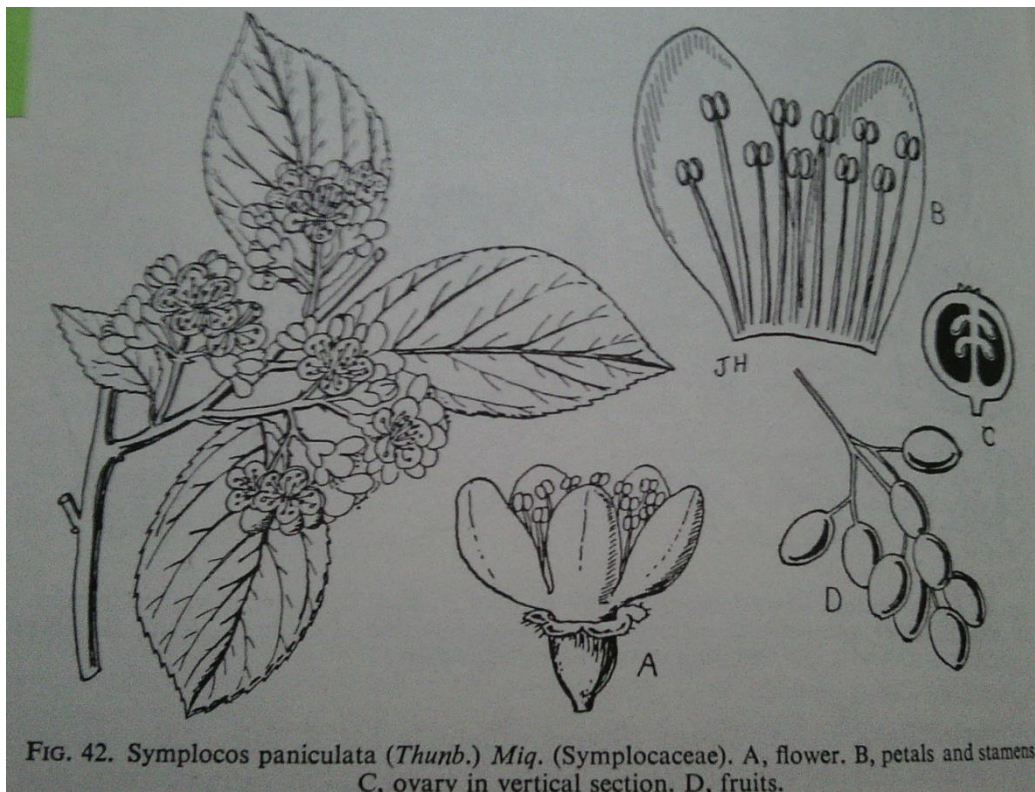


FIG. 42. *Symplocos paniculata* (Thunb.) Miq. (Symplocaceae). A, flower. B, petals and stamens. C, ovary in vertical section. D, fruits.

(Abbildung 17: *Symplocos paniculata*, nach HUTCHINSON)

Die Verbreitung fossiler Vertreter dieser Pflanzenfamilie basiert auf Pollen- und Fruchtfunden und ist durch eine sukzessive Besiedelung des warm-humiden Nordtethys-Florenzürtels während des älteren Tertiärs charakterisiert. In den Zeitraum zwischen Eozän und Obermiozän ist im Wesentlichen die Pollengattung *Symplocospollenites* R.POT. zu rechnen (MAI, 1995).

In jungtertiären Floren spielten Vertreter der Symplocaceae eine äußerst große Rolle, wie Massenanreicherungen von fossilen Steinkernen zeigen. Einige Arten scheinen auch Braunkohlebildner gewesen zu sein, wie etwa *Symplocos germanica* oder *Symplocos araceaeformis* (MAI, 1995). Das erklärt auch die relative Häufigkeit in dem Braunkohleabbaugebiet Profen.

3.3. Sapotaceae

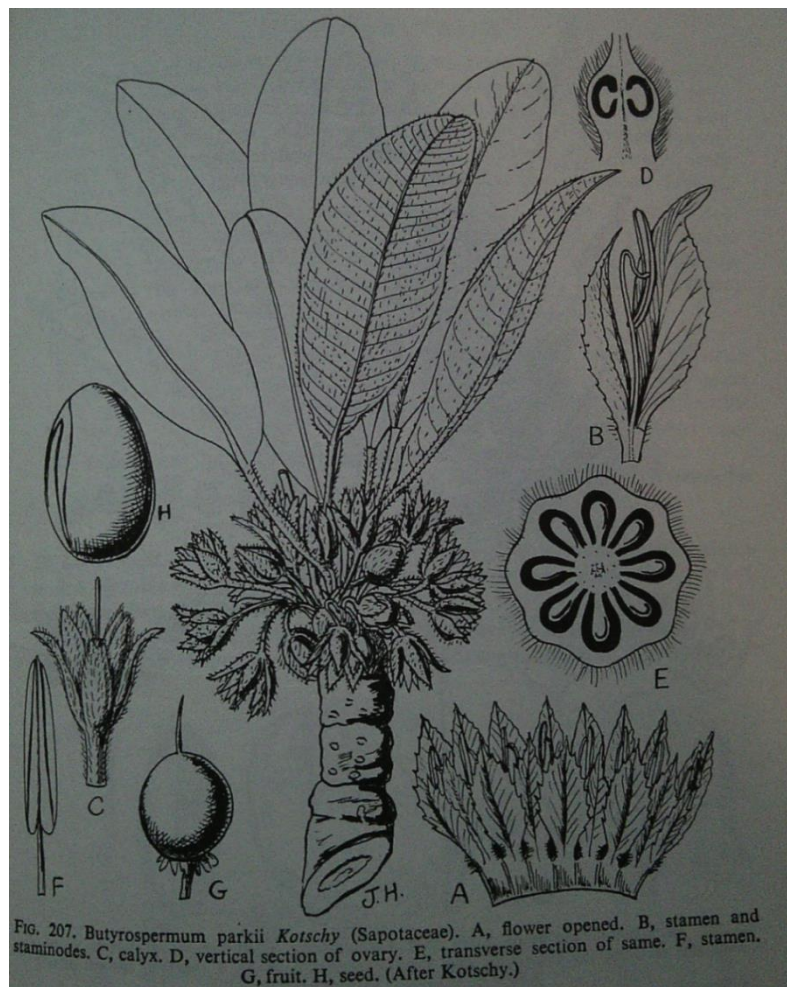
Die Familie der Sapotaceae wird in drei Unterfamilien (Sarcospermatoideae, Sapotoideae und Chrysophylloideae) aufgeteilt, welche 53 Gattungen und ungefähr 1200 Arten umfassen und über alle tropischen und subtropischen Gebiete der Erde verbreitet sind → pantropische Verbreitung (STEVENS, 2012).



(Abbildung 18: Verbreitungskarte der Sapotaceae, nach STEVENS)

Die Vertreter dieser Pflanzenfamilie sind holzige Sträucher oder Bäume. Charakteristische Merkmale sind die eher kleinen, nackten, endständigen

Knospen mit anliegenden, bräunlichen, zumeist T-förmig einzelligen Härchen, sowie die auffallenden basalen Knospen an den axillären Verästelungen. Als weitere Charakteristika können die langen Internodien, die eher zu dicht parallelen Sekundärnerven und glattrandigen Rändern tendierende Blattspreite und Blattstiele, die von der angeschwollenen Basis zur Blattspreite flaschenförmig zusammenlaufen. Die Zweige scheiden für gewöhnlich einen gummiartigen Milchsaft (Guttapercha, steht chemisch Kautschuk nahe) aus. Die Blüten sind unverwechselbar durch ihre auffälligen und oftmals hervorstehenden Sepalen (Kelchblätter) zu bestimmen. Genauso unverwechselbar sind die Samen der Sapotengewächse, mit ihren großen und dicken, schimmernd braunen Testa (Samenschale) und dem sehr großen hellfarbenen Hilum, auch Nabel genannt – bezeichnet die Stelle an welcher der Samen mit der Plazenta verbunden war (STEVENS, 2012).



(Abbildung 19: Beispiel einer Sapotaceae, nach HUTCHINSON)

Die Sapotaceae können vorwiegend anhand von Blattresten aus den im älteren Tertiär entstandenen Ablagerungen zugewiesen werden. Pflanzliche Fossilien aus der Braunkohle des mitteldeutschen Eozäns mit Namen *Sapotacites geiseltalensis* zeigen die Reste von Blättern, Früchten und Rinden, welche Reste von kautschukähnlichen Fäden enthalten. Diese Tatsache und die in der Fundstelle weit verbreiteten Sapotaceae-ähnlichen Pollenkörner, dürften als weiteres Indiz für einen positiven Fossilnachweis dienen (KIRCHHEIMER, 1957).

3.4. Cornaceae

Die einzige in der Arbeit behandelte Familie der Ordnung der Cornales sind die Cornaceae. Bei MAI (1995) oder HUTCHINSON (1959) wird eine weitaus komplexere Differenzierung der Cornaceae getroffen.

So führt etwa HUTCHINSON (1959) in seinem Werk die Cornaceae in der Ordnung der Araliales. Zudem wird in nächster Verwandtschaft die nunmehr als Gattung innerhalb der Familie der Cornaceae geführte *Alangium* als eigene Familie der Alangiaceae angegeben. Obgleich HUTCHINSON (1959) die Gattung der *Mastixia* bereits innerhalb der Familie der Cornaceae führt – wie dies auch in neuen Systematiken eingeteilt wird – werden etwa bei MAI (1995) diese als eigene Familie Mastixiaceae geführt. Auch Autoren der Flora of China wie XIANG et al. (2005) und HAINING et al. (2007) führen *Alangium* und *Mastixia* als eigene Familien Alangiaceae und Mastixiaceae, obwohl molekularbiologische Daten dafür sprechen, diese zu den Cornaceae zu zählen. Im APG III System von STEVENS (2012) wird *Alangium* zu den Cornaceae gezählt und *Mastixia* zu den Nyssaceae.

Die kontroverse Darstellung über die Systematik der Cornaceae ist der Beweggrund, warum die Systematik von THE PLANT LIST (2013) ausgewählt wurde. Darin werden sowohl Mastixiaceae, Alangiaceae, als auch Nyssaceae als Gattungen *Mastixia*, *Alangium* und *Nyssa* innerhalb der Familie der Cornaceae geführt.

Somit besteht die Familie der Cornaceae aus zehn Gattungen und 672 Arten, wobei hiervon nur 115 akzeptiert werden (THE PLANT LIST; 2013).

Auf Basis von Fossilnachweisen teilt KIRCHHEIMER (1957) die Familie der Cornaceae in drei Unterfamilien (Cornoideen, Mastixioideen und Nyssoideen) auf.

Fossilnachweise können durch sichere Fruchtreste aus dem Tertiär erbracht werden. Blattabdrücke sind systematisch wenig aussagekräftig, weil ähnliche Blattformen auch bei anderen Familien anzutreffen sind (KIRCHHEIMER, 1957).

Die Mastixioideen traten nur während des älteren Tertiärs auf, wobei hier neben der einzigen heutigen noch existierenden Gattung, mehrere ausgestorbene Formen verbreitet waren. Es gibt Funde aus dem unteren Eozän, welche ungeachtet der Stellung innerhalb der Systematik, den Schluss zulassen, dass es sich bei den Cornaceae um eine erdgeschichtlich alte Familie der Archichlamydeen handelt (KIRCHHEIMER, 1957).

Bemerkenswerte Nachweise liefern Fossilien mit den wesentlichen Merkmalen des Endokarps. Der Hauptgrund warum KIRCHHEIMER (1957) wohl *Mastixia* und *Nyssa* als Unterfamilien der Cornaceae definiert, dürfte der mit *Cornus* übereinstimmende Steinkern sein. So besitzt das Endokarp mehrere Stränge und hat nicht wie andere Arten einen zentralen Kanal, durch welchen das Leitbündel aufsteigt (KIRCHHEIMER, 1957).

ANGIOSPERMAE / MAGNOLIIDAE (ANTHOPHYTA)

Eudikotyledonen

Kerneudikotyledonen

Asteriden

Cornales

Cornaceae (Hartriegelgewächse)

Mastixia, *Alangium* (nach STEVENS, 2012)

3.4.1. *Mastixia*

Die Gattung *Mastixia* ist heute mit ungefähr 51 Arten vertreten. Von diesen werden jedoch nur 19 anerkannt, welche zur Gänze in Südostasien verbreitet sind (THE PLANT LIST, 2013).

Die meisten Arten dieser Gattung gedeihen in den kühleren Bergwäldern Vietnams. Aber auch in tropischen Regenwäldern, wie etwa in Malaysien, sind diese anzutreffen, wenn auch nicht in derartiger Häufigkeit (MAI, 1995).

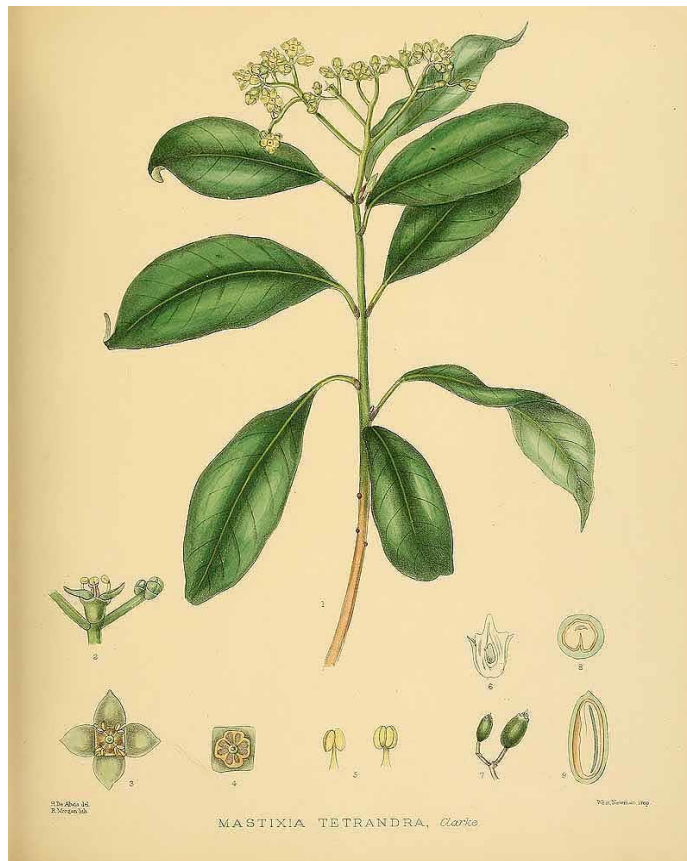


(Abbildung 20: Verbreitungskarte von *Mastixia*, verändert nach MISSOURI BOTANICAL GARDEN)

Die immergrünen Bäume tragen ledrige oder dick papierartige Blätter, welche länglich-elliptisch, ovat (eiförmig-lanzettlich, die breiteste Stelle ist unterhalb der Mitte, also beim Blattstiel) oder beinahe obovat (verkehrteiförmig, d.h. die breiteste Stelle ist oberhalb der Mitte) sind. Die Blüten sind radiärsymmetrisch, wobei meistens 4-5 Sepale (Kelchblätter), seltener 7, zusammengewachsen sind. Die 4-5 Petale (Kronblätter) sind ledrig, ovat mit eingebogener Spitze. Die Stamina (Staubblätter) variieren je nach Art zwischen 4,5,6 oder 8, die Filamente sind pfriemförmig, Calyx campanulat, dick, lobes 4 oder 5(-7), persistent. Petale 5 oder 5 (oder 6), ovat, ledrig, valvat, apex inflexed.

Stamens 4,5,6 oder 8, die Filamente (Staubfäden) kurz und abgeflacht. Auch der Stylus (Griffel) ist kurz und konisch. Die Steinfrüchte sind ovoid (eiförmig) oder länglich-kugelig. Der Steinkern ist holzig, mit longitudinalen Rillen. Die Samenschale ist weiß (XIANG et al., 2005).

(Abbildung 21: *Mastixia tetrandra*, nach TRIMEN)



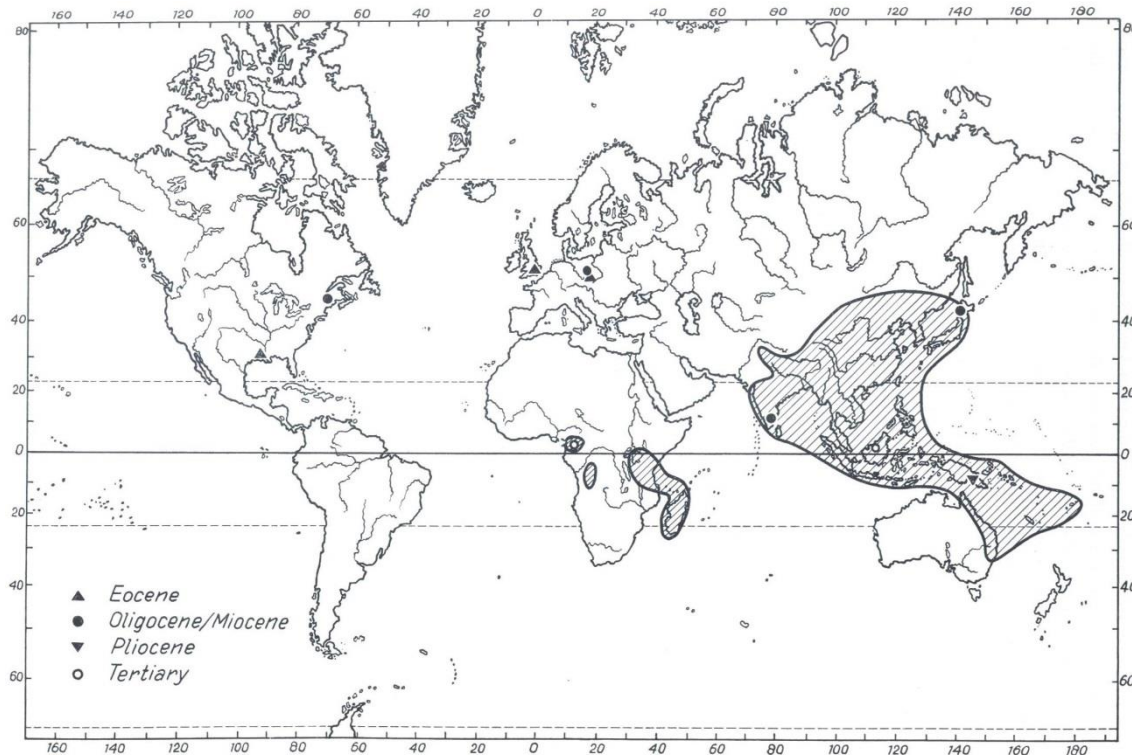
Die Gattung *Mastixia* ist durch viele Fossilnachweise gekennzeichnet. So waren damalige Vertreter im Alttertiär dermaßen dominant, dass

KIRCHHEIMER (1957) den Begriff "Mastixioideenflora" geprägt hat. Die Ursprünge dieser "Mastixioideenflora" gehen bis in die europäische Oberkreide zurück. Ihre letzten Vertreter starben im Obermiozän/Unterpliozän aus (MAI, 1995).

Die Gattung *Mastixia* ist vom Untereozän bis zum Unterpliozän mit über 10 zeitlich aufeinanderfolgenden Arten in Europa vertreten. Die beobachteten Massenvorkommen von Steinkernen stammen aus fluviatilen Sanden und Schluffen in unmittelbarer Nähe von Braunkohleflözen. Sie wurden durch das fließende Wasser zusammengeschwemmt, und reicherten sich in sich bildenden Torflagern ab. Sie waren geradezu prädestiniert für die Besiedelung der kohlebildenden Moore. Einen Beleg für diese These bildet die Pollenform *Tricolporites edmundi* R. POT., welche in Europa erst im oberen Pliozän nicht mehr nachweisbar ist (MAI, 1995).

3.4.2. *Alangium*

Diese Gattung umfasst ungefähr 80 Arten, von denen jedoch nur 27 offiziell anerkannt sind. (THE PLANT LIST, 2013).

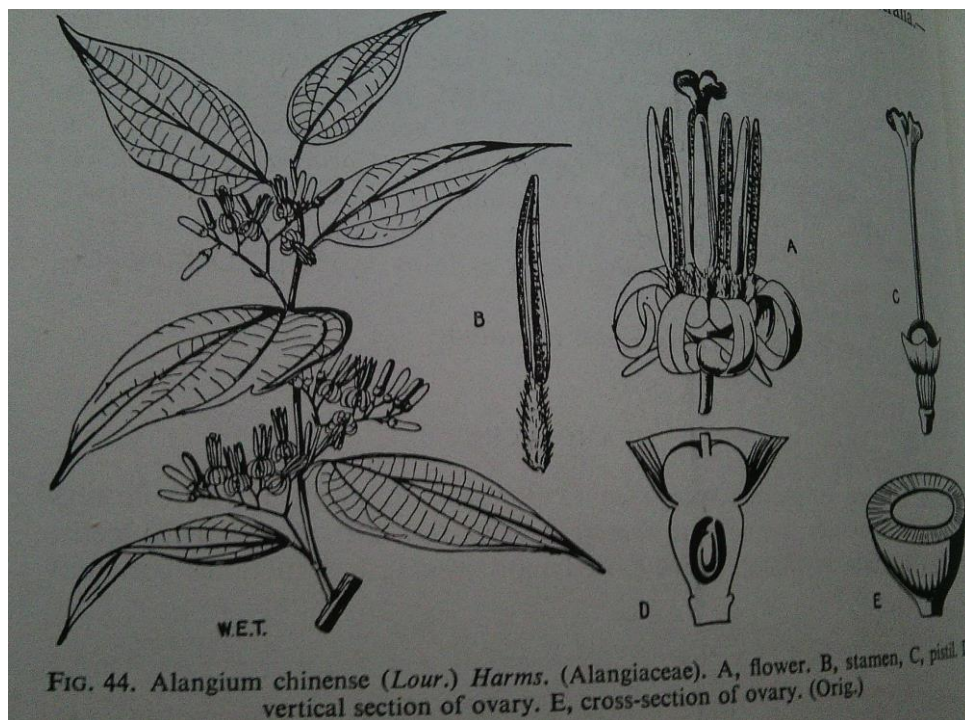


(Abbildung 22: Verbreitungskarte von *Alangium*, nach RUTTEN)

Ähnlich wie *Mastixia* findet *Alangium* häufige Verbreitung in Ost- und Südostasien, insbesondere Vietnam.

Fossilnachweise können in Form von Pollen, Früchten, Blättern und Hölzern erbracht werden. Die Gattung war ursprünglich ein Element des nordtethyschen Gebietes, das zuerst nach Europa, Indien und Indonesien wanderte. Bereits im mittleren Tertiär lag das Hauptverbreitungsgebiet in Südostasien und Indien. Die Restbestände in Europa erloschen am Ende des Miozäns. Wann und wie die Gattung Afrika erreichte, ist bisher fossil nicht belegbar (MAI, 1995). Das bedeutet nicht, dass keine Fossilfunde vorhanden wären, diese aber noch nicht in ausreichender Form ausgewertet wurden.

Die Arten dieser Gattung sind durchwegs laubabwerfende Bäume oder Sträucher, manchmal mit Dornen versehen. Die Laubblätter sind wechselständig, ganzrandig, die Blattbasis oft verdeckt. Stipulae (Nebenblätter) fehlen. Die Blüten sind zweigeschlechtig, stehen zu mehreren in den Blattachseln. Die Anzahl der Lappen des Calyx (Kelch – man spricht nur bei ungleichförmigen Lappen von Kelchblättern) variiert von 4-10. Die gleiche Anzahl an Petalen (Kronblättern) ist ebenfalls festzustellen, wobei sich diese beim Öffnen der Knospe nach außen rollen. Auch die Stamen (Staubblätter) passen sich der Anzahl der Petalen an oder sie sind 2-4x so viele. Die Steinfrucht ist von einer harten Scheibe oder einem Kelch gekrönt, mit 1 oder 2 Samen darin (HAINING et al., 2007).

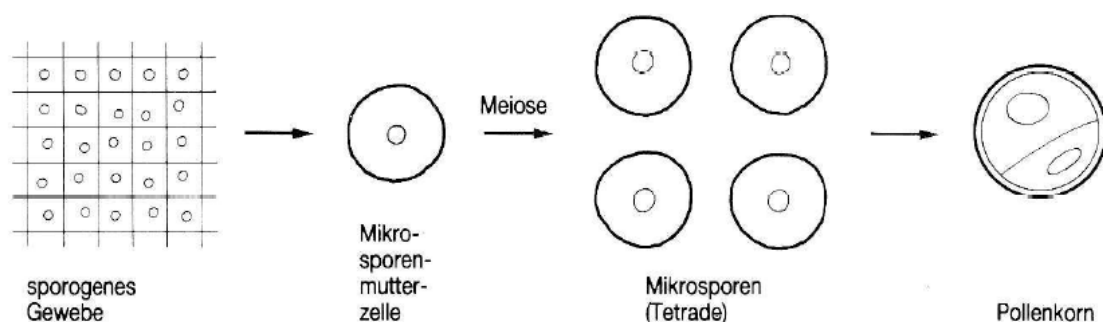


(Abbildung 23: *Alangium chinense*, nach HUTCHINSON)

4. Terminologie

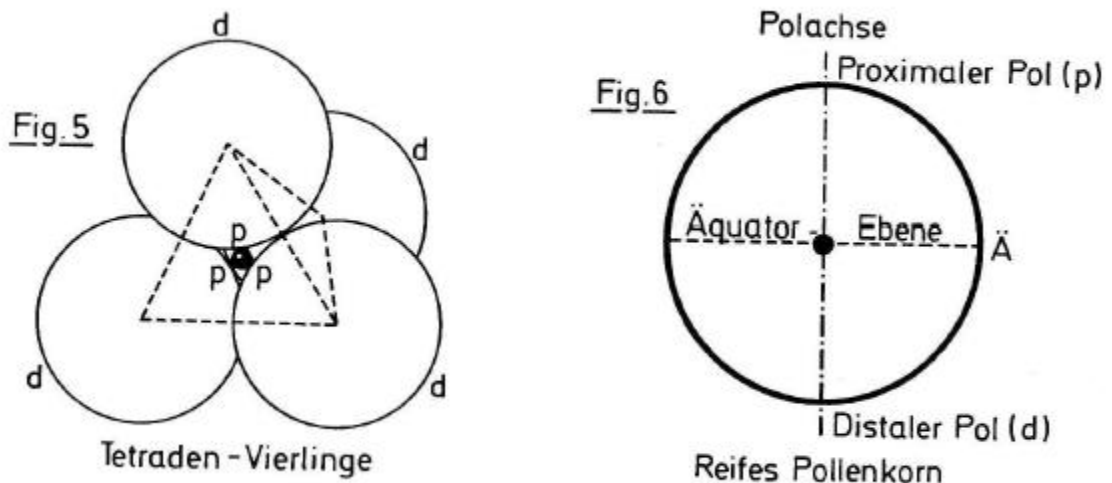
Die Beschreibungen der Pollenkörner stützen sich auf AGASHE & CAULTON (2009), KLAUS (1987), STANLEY & LINSKENS (1985), TRAVERSE (2007), HESSE et al. (2009) und HOEN (1999). Die folgenden Erklärungen sind eine Zusammenfassung dieser Werke.

Die erste Unterscheidung kann man anhand der Ausbreitungseinheiten treffen, auch **dispersal units** genannt. Einzelne Pollenkörner nennt man **Monade**. Verbleiben diese im Verband von vier Mikrosporen nennt man diese **Tetrade**



(Abbildung 24: Entwicklung des Pollenkornes aus der Pollenmutterzelle und der Mikrospore, nach STANLEY & LINSKENS)

Das nächste und zur Orientierung wohl wichtigste Kriterium ist die Bestimmung der **Polarität** des Pollenkornes.

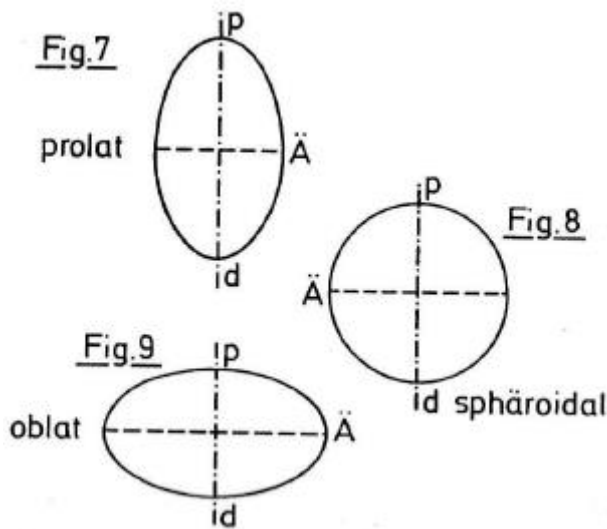


(Abbildung 25: Polarität und Symmetrie von Pollenkörnern, nach KLAUS)

Bei einem Tetraeder wird die Anordnung aller Mikrosporen anhand deren Ausrichtung getroffen. So nennt man die Stelle an der alle vier Mikrosporen zusammentreffen den Proximalen Pol. Entgegengesetzt davon wird der Distale Pol lokalisiert. Setzt man eine Normale auf die Gerade zwischen den Polen, erhält man, ähnlich unserem Erdball, eine Äquatorebene.

Bei Monaden kann man die Ausrichtung meines Pollenmaterials am besten anhand der Aperturen (Keimöffnungen) feststellen. Die Aperturen verlaufen immer von Pol zu Pol, wodurch klar erscheinen dürfte, wo sich die Pole und wo sich die Äquatorebene befinden.

Da es jedoch verschiedene **Pollenformen** gibt, können wir grundsätzlich drei Einordnungen treffen.



(Abbildung 26: Allgemeine Form von Pollenkörnern, nach KLAUS)

Wie Abbildung 26 zeigt, spricht man von einem **prolaten** Pollenkorn, wenn die Polachse länger als die Äquatorialachse ist. Das Objekt ist demnach von Pol zu Pol in die Länge gezogen.

Ist die Polachse kürzer der Äquatorialachse, so spricht man von einem **oblaten** oder flachlinsigen Pollenkorn. Diese Form ist in dieser Arbeit am besten bei den Symplocaceae zu sehen. Sind beide Achsen gleich lang und weist das Objekt eine kugelige Form auf, so wird es **sphäroidal** genannt.

Anhand der **Aperturen** lässt sich eine weitere Einteilung treffen.

So werden Pollenkörner mit keiner Apertur inaperturat genannt. Kreisförmige Aperturen bezeichnet man als **Porus**, sofern dieser am Äquator positioniert ist oder global verteilt liegt. Ist diese kreisförmige Apertur distal lokalisiert, so spricht man von einem Ulcus.

Eine langgezogene Öffnung distal wird Sulcus genannt. Äquatoriale oder globale langgezogene Öffnungen hingegen als **Colpus** bezeichnet.

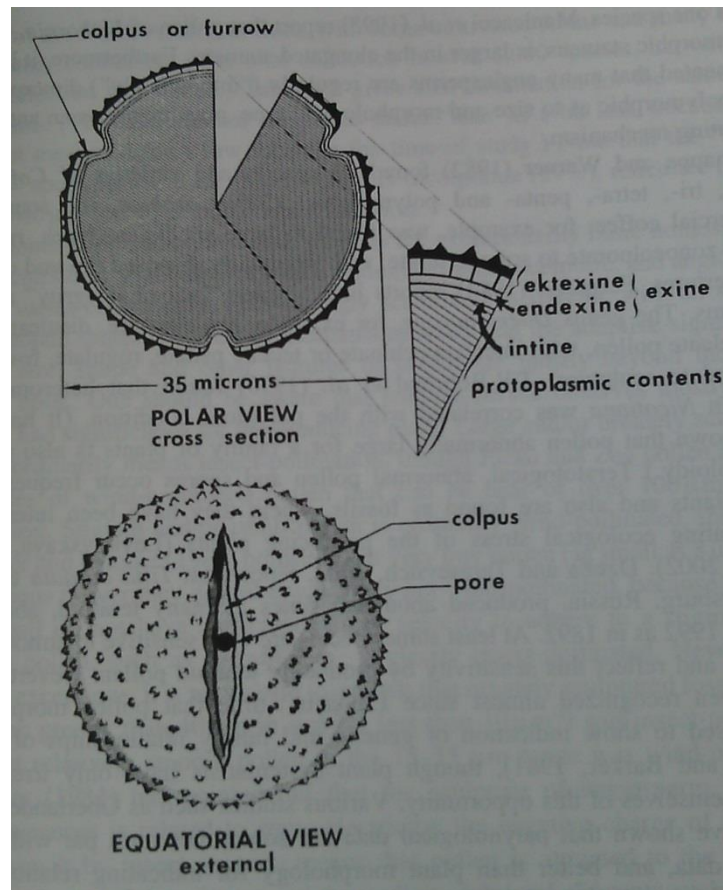
Eine Kombination aus Porus und Colpus, der so genannte **Colporus**, findet sich ausschließlich global oder äquatorial. Hat man also drei äquatoriale Colpori, so spricht man von einem tricolporaten Pollenkorn – die Anzahl der Aperturen wird als Präfix der Form von der Keimöffnung vorangestellt.

Das Sporoderm (Pollenwand) ist im Wesentlichen aus zwei Schichten aufgebaut, nämlich der äußeren **Exine** und der inneren **Intine**.

Die Exine besteht zum Großteil aus **Sporopollenin** – einer der widerstandsfähigsten organischen Stoffe überhaupt – welcher dieser Schicht ihre unglaubliche Resistenz gegenüber jeglichen Zerfallsprozessen verleiht und so dankenderweise wichtige Struktur- und Funktionsdetails für die wissenschaftliche Untersuchung aufrechterhält.

FAEGRI & IVERSEN 1964				ERDTMAN 1969		ERDTMAN 1952		KLASSISCHE TERMINOLOGIE		TSINGER & PETROVSKAYA-BARANOVA 1961		WITTMANN & WALKER 1965	
												REITSMA 1970	
SUPRATECTAL				SUPRATECTAL-verf.		PERINE				ECTEXINE		PERINE	
TECTUM				TECTUM INTRATRECTAL DETAILS		ECTOSEXINE						Schicht A	
COLUMELLAE		EXINE		BACULES		ENDOSEXINE				MESEXINE		Schicht B	
FOOT L.		EX. 2		NEXINE 1 (= FOOT L.)		ECTONEXINE				ENDEXINE		Schicht C	
ENDEXINE		NEXINE		NEXINE 2		ENDONEXINE						Schicht D	
INTINE		INTINE		INTINE		INTINE				INTINE		INTINE	

35



(Abbildung 28: Darstellung eines tricolporaten Pollenkorns und eines Schnitts des Sporoderms, nach TRAVERSE)

Die Exine ist in eine innere Endexine und eine äußere Ektexine unterteilt. Und auch hier ist die äußere Schicht zur Bestimmung des Pollenmaterials von größerer Bedeutung, da wir keine Schnitte des Sporoderms angefertigt haben und so die Endexine nicht im Detail beschreiben können.

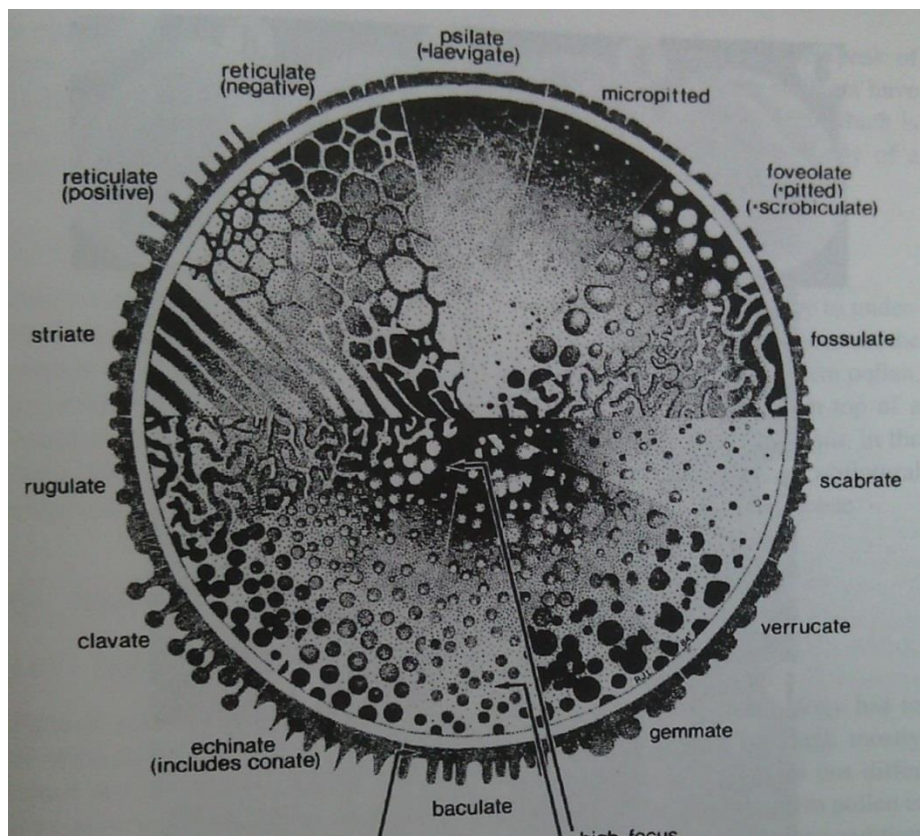
Die **Endexine** ist eine größtenteils unstrukturierte einzelne Schicht, wobei zwischen durchgehender und nicht durchgehender Schicht, schwammiger oder kompakter Ausprägung, über das gesamte Pollenkorn verbreitet oder nur an den Aperturen lokalisiert oder überhaupt fehlend unterschieden werden kann.

Für eine ausreichende Einteilung reicht aber die Bestimmung der ektexinen Strukturen völlig aus.

Die **Ektexine** besteht aus einem basalen foot layer, einem Infratectum und dem Tectum. Das Infratectum kann dabei columellat sein, das heißt Säulen (Columellae) stehen in Abständen nebeneinander, auf denen dann das Tectum aufliegt. Oder aber es ist granular, wobei hier eine zweite Schicht von Columellae

eine zusammenhängende Schicht, das sogenannte interne Tectum, bildet. Auf dem Tectum können dann noch sogenannte supratectale Elemente (Skulpturen) aufliegen. Bei der Bestimmung der Pollenkörner wird die Unterteilung der Exine in **Nexine** (Endexine + foot layer) und **Sexine** (Infratectum + Tectum) bevorzugt, weil der basale foot layer von der Endexine nicht unterschieden werden kann.

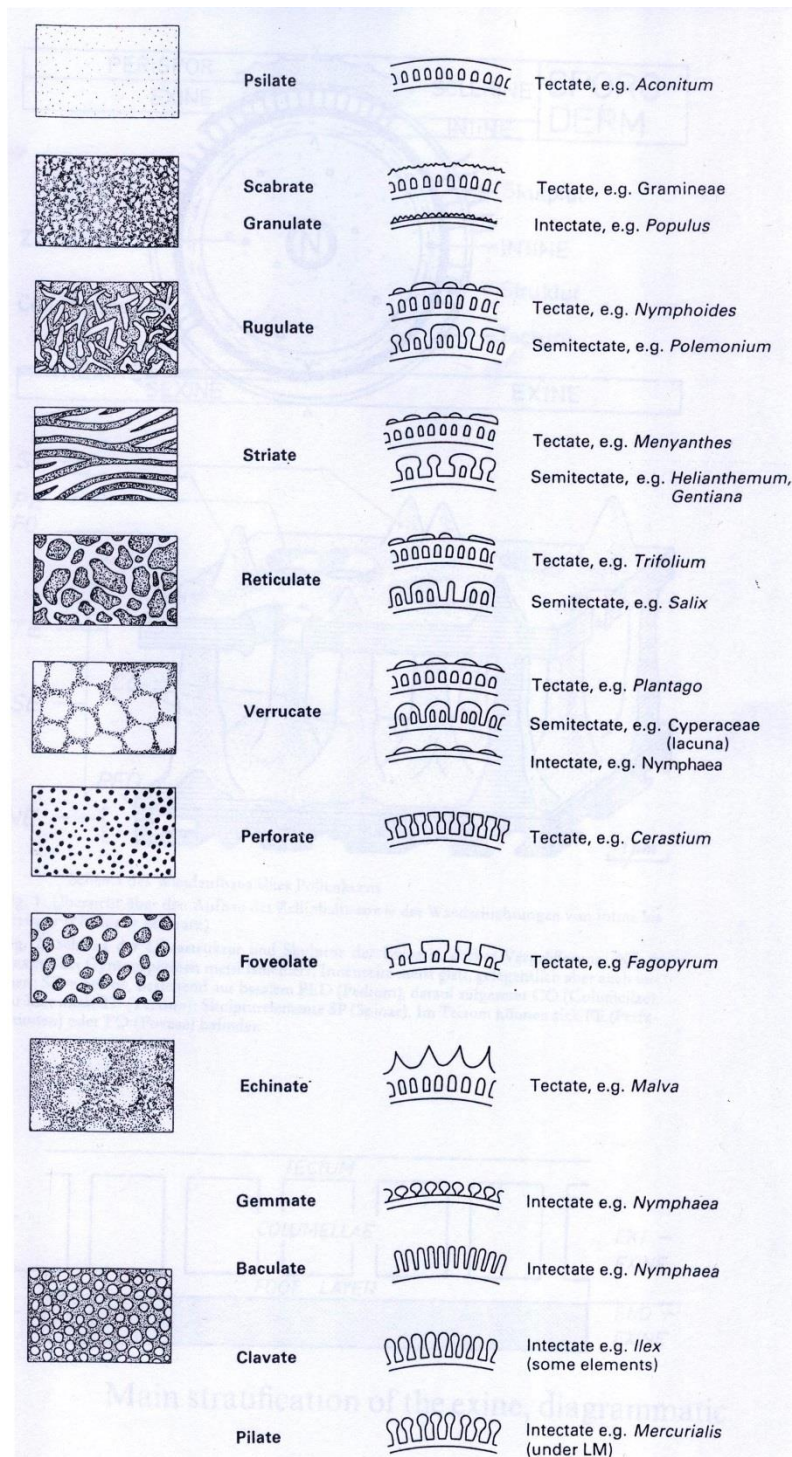
Diese **Skulptur** oder Ornamentation ist mithin eines der wichtigsten Bestimmungskriterien. Eine ganze Reihe von Bezeichnungen soll nur einen kleinen Einblick in die Vielfalt an möglichen Oberflächenmerkmalen zeigen: areola, clava, echinus, foveola, fossula, granulum, gemma, plicae, reticulum, rugulae, striae, verruca.



(Abbildung 29: Skulpturelemente. nach TRAVERSE)

Unterschiedliche Merkmale können zu den oben genannten Bezeichnungen noch mit dem Präfix mikro versehen werden, wenn deren Skulpturelemente einen Durchmesser von kleiner gleich $1\mu\text{m}$ aufweisen.

Wie man anhand der Bilder sieht, ist die Anordnung der Skulpturelemente sehr unterschiedlich und wird zusätzlich oftmals von Pollenüberzügen wie Pollenkitt (besteht aus klebrigen Substanzen, hauptsächlich Lipiden, um an Verbreitungseinheiten oder der Narbe haften zu bleiben) oder Tryphine (bestehen aus Lipiden und Überresten von Membranen) verdeckt, so dass die Beschreibung einer eindeutigen Skulpturierung schwierig wird.



(Abbildung 30: Grundlegende Skulpturierung, nach SHIVANNA & RANGASWAMY)

Die hohe Variabilität bietet der Pollenmorphologie jedoch eine exzellente Auswahl an Bestimmungscharakteristika, weil sich jede Pflanzenart – ähnlich wie ein Fingerabdruck – von anderen Arten in Größe, Form, Apertur, Maße der Strukturen und Skulptur unterscheidet.

Um die Bestimmung der Pollenkörner besser nachvollziehen zu können, soll uns folgende Auflistung der Terminologie einen überschaubaren Überblick verschaffen. Im Wesentlichen stammen die Beschreibungen aus der Terminologie von HOEN (1999).

- **Apertur:** Austrittsort des Pollenschlauches (Keimöffnung)
- **Brevi:** Präfix, welches andeuten soll, dass etwas kurz ist
- **Clavat:** Pollenwand mit keulenförmigen Elementen welche höher als $1\mu\text{m}$ sind und deren Durchmesser kleiner als deren Höhe ist. Dicker an den Enden als an der Basis.
- **Colporat:** Pollenkorn mit einer Kombination aus Colpus (längliche Apertur im Äquatorialbereich) und Porus (mehr oder weniger runde Apertur) – den sogenannten Colpori. Wobei der Colpus eine Ektoapertur darstellt, also von außen zu sehen ist und der Porus darunterliegend eine Endoapertur bildet.
- **Columellae:** Säulenartige Strukturen, die das Tectum tragen
- **Exine:** äußere Schicht der Pollenwand
- **Fossulat:** Pollenwand mit unregelmäßig geformten Gräben bzw. Furchen (Fossulae)
- **Gemmat:** Pollenwand mit kugeligen Elementen (Gemmae), welche höher als $1\mu\text{m}$ sind und ungefähr dieselbe Höhe als Breite aufweisen.

- **Granulat:** kleines gerundetes Element (Granulae) der Ektexine, das in alle Richtungen kleiner als $1\mu\text{m}$ ist
- **Heterobrochat:** reticulate Pollenwand mit Lumen unterschiedlicher Größe
- **Isopolar:** Proximale und distale Seiten der Exine sehen gleich aus.
- **Lalongat:** In die Breite lang gezogene Endoapertur
- **Lumina:** Freier Raum der von Muri umgeben ist
- **Micro:** Präfix, welches angibt das eine Struktur kleiner als $1\mu\text{m}$ ist
- **Monade:** Verbreitungseinheit bestehend aus einem einzigen Pollenkorn
- **Muri:** Exinenelemente, die das Netz des Reticulums bilden bzw. zwei Lumina voneinander trennt.
- **Nexine:** innerere Schicht der Exine
- **Oblat:** Pollenkorn, dessen Polachse kürzer als die Äquatorialachse ist
- **Perforat:** Pollenwand mit Löchern kleiner als $1\mu\text{m}$
- **Prolat:** Pollenkorn, dessen Polachse länger als die Äquatorialachse ist
- **Psilat:** Pollenwand mit ebenen, glatter Oberfläche

- **Reticulat:** Pollenwand mit netzförmigen Exinenelementen (Muri), bei dem die Lumina größer als $1\mu\text{m}$ sind → Reticulum = Netz
- **Rugulat:** Pollenwand mit warzigen Exinenelementen, die länger als $1\mu\text{m}$ sind (Rugulae)
- **Sexine:** äußere strukturierte/skulpturierte Schicht der Exine
- **Spheroidal:** Pollenkorn, dessen Polachse mehr oder weniger gleich lang als die Äquatorialachse ist
- **Striat:** parallele Anordnung verlängerter Skulpturelemente, getrennt von Rinnen
- **Sub:** Präfix, welches „weniger als“ bedeutet.
- **Tectat:** Pollenkorn mit einer äußeren durchgehenden (**eutectat**), einer unterbrochenen (**semitectat**) oder ohne Schicht (**atectat**) der Ektexine.
- **Tetrad:** Verbreitungseinheit aus 4 miteinander verbundenen Mikrosporen
- **Verrucate:** Pollenwand mit warzenähnlichen Exinenelementen die breiter als hoch und abgerundet sind (Verrucae).

5. Beschreibung der Pollenkörner

5.1. Ericaceae

Ericaceae gen.et.spec.indet 1 (Tafel 1, Abbildungen A-C; Tafel 2, Abbildungen A-C; Tafel 3, Abbildungen D-F und J-L; Tafel 4, Abbildungen A-C)

Form:	Tetraden, Monaden oblat, in Polansicht triangular
Größe:	Durchmesser zwischen 30 und 35 µm
Apertur:	Tetraden sind coaperturat, Monaden tricolporat, Colpi schmal, Endopore lalongat, die Länge der Colpen beträgt 9-14 µm
Exine:	Exine 2,5-3 µm dick, Nexine dünner Sexine
Skulptur:	Im Mesocolpiumbereich microverrucat, entlang der Aperturen mit breiter Costa perforat, fossulat, Apocolpi (Aperturen im Polbereich) perforat

Ericaceae gen.et.spec.indet 2 (Tafel 1, Abbildungen D-F)

Form:	Tetraden, Monaden oblat, in Polansicht triangular
Größe:	Durchmesser zwischen 27 und 29 µm
Apertur:	Tetraden sind coaperturat, Monaden tricolporat, Colpi schmal, Endopore lalongat, die Länge der Colpen beträgt 10-12 µm
Exine:	Exine 2,5-3,5 µm dick, Nexine dünner als Sexine
Skulptur:	verrucat, perforat

Ericaceae gen.et.spec.indet 3 (Tafel 2, Abbildungen D-F; Tafel 4 D-F)

Form:	Tetrade, Monaden oblat, in Polansicht triangular
Größe:	Durchmesser zwischen 29 und 38 µm
Apertur:	Tetraden sind coaperturat, Monaden tricolporat, Colpi schmal, Endopore lalongat, die Länge der Colpen beträgt 16-22 µm
Exine:	Exine 2,5-3 µm dick, Nexine dünner als Sexine
Skulptur:	microrugulat, microverrucat

Ericaceae gen.et.spec.indet 4 (Tafel 2, Abbildungen G-I)

Form:	Tetrade, Monaden oblat, in Polansicht triangular
Größe:	Durchmesser zwischen 31 und 34 µm
Apertur:	Tetraden sind coaperturat, Monaden tricolporat, Colpi schmal, Endopore lalongat, die Länge der Colpen beträgt 10-13 µm
Exine:	Exine 2,5-3 µm dick, Nexine dünner als Sexine
Skulptur:	perforat, fossulat

Ericaceae gen.et.spec.indet 5 (Tafel 3, Abbildungen A-C)

Form:	Tetraden, Monaden oblat, in Polansicht triangular
Größe:	Durchmesser zwischen 28 und 32 μm
Apertur:	Tetraden sind coaperturat, Monaden tricolporat, Colpi schmal, Endopore lalongat, die Länge der Colpen beträgt 9-13 μm
Exine:	Exine 2,5-3 μm dick, Nexine dünner als Sexine
Skulptur:	Costa und Apocolpi microstriat, im Mesocolpiumbereich microverrucat

Ericaceae gen.et.spec.indet 6 (Tafel 3, Abbildungen G-I)

Form:	Tetraden, Monaden oblat, in Polansicht triangular
Größe:	Durchmesser zwischen 27 und 29 μm
Apertur:	Tetraden sind coaperturat, Monaden tricolporat, Colpi schmal, Endopore lalongat, die Länge der Colpen beträgt 10-13 μm
Exine:	Exine 2,5-3 μm dick, Nexine dünner als Sexine
Skulptur:	microrugulat

Rhododendron sp. (Tafel 1, Abbildungen G-L; Tafel 2, Abbildungen J-L)

Form:	Tetrade, Monaden oblat, in Polansicht triangular
Größe:	Durchmesser zwischen 26 und 37 μm
Apertur:	Tetraden sind coaperturat, Monaden tricolporat, Colpi schmal, Endopore lalongat, die Länge der Colpen beträgt 10-14 μm
Exine:	Exine 2,5-3 μm dick, Nexine dünner als Sexine
Skulptur:	microverrucat, Teile von Viscinfäden erkennbar

5.2. Symplocaceae

Symplocos sp. 1 (Tafel 5, Abbildungen A-L; Tafel 6, Abbildungen A-L; Tafel 7, Abbildungen A-J)

Form:	Monade, oblat, isopolar, in Polansicht triangular bis konvex-triangular, Äquatorialsicht elliptisch
Größe:	Durchmesser Äquatorialachse: 26-38 µm
Apertur:	brevi-tricolporat, Colpi kurz, Pori lalongat.
Exine:	Exine tectat und 2-3 µm dick, Nexine gleich dick als Sexine.
Skulptur:	reticulat, fossulat, perforat, Muri breit und abgeflacht, große Variationsbreite in punkto der Dicke der Muri

Symplocos sp. 2 (Tafel 8, Abbildungen A-L; Tafel 9, Abbildungen A-F)

Form:	Monade, oblat, isopolar, in Polansicht konvex-triangular, Äquatorialsicht elliptisch
Größe:	Länge Polachse: 18-25 µm Durchmesser Äquatorialachse: 26-37 µm
Apertur:	brevi-tricolporat, Colpi kurz, Pori lalongat.
Exine:	Exine tectat und 2-3 µm dick, Nexine dünner oder gleich dick als Sexine.
Skulptur:	perforat, foveolat, gemmat, clavat, baculat, Skulpturelemente unregelmäßig über die Pollenkornoberfläche verteilt, im Bereich der Aperturen Skulpturelemente verdichtet bzw. verwachsen.

5.3. Sapotaceae

Sapotaceae gen.et.spec.indet 1 (Tafel 10, Abbildungen A-F)

Form:	Monade, prolat, Äquatorialsicht elliptisch, in Polansicht konvex-triangular
Größe:	Länge Polachse: 48-50 μm Durchmesser Äquatorialachse: 38-40 μm
Apertur:	tricolporat, breite Colpi mit spitz zulaufenden, manchmal stumpfen Enden, Pori lalongat
Exine:	Exine tectat und 3-5 μm dick, Nexine dicker oder gleich dick als Sexine, im Bereich der Endoaperturen Nexine stark verdickt
Skulptur:	rugulat, fossulat, perforat

Sapotaceae gen.et.spec.indet 2 (Tafel 10, Abbildungen G-L)

Form:	Monade, prolat, Äquatorialsicht elliptisch, in Polansicht quadrangular
Größe:	Länge Polachse: 38-41 μm Durchmesser Äquatorialachse: 29-32 μm
Apertur:	tetracolporat, breite Colpi mit spitz zulaufenden, manchmal stumpfen Enden, Pori lalongat
Exine:	Exine tectat und 3-5 μm dick, Nexine dünner oder gleich dick als Sexine, im Bereich der Endoaperturen Nexine stark verdickt
Skulptur:	rugulat, fossulat, perforat, Membran der Colpi mit microverrucaten Skulptur

Sapotaceae gen.et.spec.indet 3 (Tafel 11, Abbildungen A-L)

Form:	Monade, prolat, Äquatorialsicht elliptisch, in Polansicht konvex-triangular
Größe:	Länge Polachse: 40-43 μm Durchmesser Äquatorialachse: 30-32 μm
Apertur:	tricolporat, Colpi mit spitz zulaufenden, manchmal stumpfen Enden, Pori lalongat, elliptisch
Exine:	Exine tectat und 3-5 μm dick, Nexine dünner oder gleich dick als Sexine, im Bereich der Endoaperturen Nexine stark verdickt
Skulptur:	im zentralen Mesokolpiumbereich rugulat, fossulat, perforat, im Bereich des Apocolpium psilat, perforat, Membran der Colpi mit microverrucaten Skulptur

Sapotaceae gen.et.spec.indet 4 (Tafel 12, Abbildungen A-F; Tafel 14 A-E)

Form:	Monade, prolat, Äquatorialsicht elliptisch, in Polansicht konvex-triangular
Größe:	Länge Polachse: 27-30 μm Durchmesser Äquatorialachse: 20-25 μm
Apertur:	tricolporat, schmale Colpi mit spitz zulaufenden, manchmal mit gerundeten Enden, Pori lalongat
Exine:	Exine tectat und 2-3 μm dick, Nexine dicker oder gleich dick als Sexine, im Bereich der Endoaperturen Nexine stark verdickt
Skulptur:	microverrucat, perforat

Sapotaceae gen.et.spec.indet 5 (Tafel 12, Abbildungen G-L; Tafel 13, Abbildungen A-E)

Form: Monade, prolat, Äquatorialsicht elliptisch, in Polansicht konvex-triangular

Größe: Länge Polachse: 24-29 μm
Durchmesser Äquatorialachse: 13-20 μm

Apertur: tricolporat, schmale Colpi mit spitz zulaufenden, manchmal mit gerundeten Enden, Pori lalongat

Exine: Exine tectat und 2-3 μm dick, Nexine dünner Sexine, im Bereich der Endoaperturen Nexine stark verdickt

Skulptur: microrugulat bis rugulat

Sapotaceae gen.et.spec.indet 6 (Tafel 13, Abbildungen F-K; Tafel 14 Abbildungen F-J)

Form: Monade, prolat, Äquatorialsicht elliptisch, in Polansicht konvex-triangular

Größe: Länge Polachse: 22-26 μm
Durchmesser Äquatorialachse: 16-21 μm

Apertur: tricolporat, Colpi mit spitz zulaufenden, manchmal truncaten Enden, Pori lalongat

Exine: Exine tectat und 3-4 μm dick, Nexine gleich dick als Sexine im Bereich der Endoaperturen Nexine stark verdickt

Skulptur: psilat, perforat, granulat, Membran der Colpi mit microverrucaten Skulptur

Sapotaceae gen.et.spec.indet 7 (Tafel 15, Abbildungen A-D)

Form:	Monade, prolat, Äquatorialsicht elliptisch, in Polansicht konvex-triangular
Größe:	Länge Polachse: 33-35 μm Durchmesser Äquatorialachse: 22-25 μm
Apertur:	tricolporat, schmale Colpi mit spitz zulaufenden, manchmal stumpfen Enden, Pori lalongat
Exine:	Exine tectat und 3-4 μm dick, Nexine dünner Sexine, im Bereich der Endoaperturen Nexine stark verdickt
Skulptur:	psilat, perforat

5.4. Cornaceae

***Mastixia sp.* 1** (Tafel 16, Abbildungen A-F)

Form:	Monade, prolat bis spheroidal, in Äquatorialansicht elliptisch bis zirkular, in Polansicht triangular
Größe:	Länge Polachse: 30-32 μm Durchmesser Äquatorialachse: 32-34 μm
Apertur:	tricolporat, lange Colpi mit truncatem Ende, Pori rechteckig lalongat.
Exine:	Exine ist tectat und 2-3 μm dick, Nexine dünner Sexine, Exine im Bereich der Aperturen verdickt, ausgeprägte Columellae
Skulptur:	rugulat, verrucat, perforat, wobei die Perforationen rundlich oder länglich sind

Mastixia sp. 2 (Tafel 16, Abbildungen G-L)

Form:	Monade, prolat bis spheroidal, in Äquatorialansicht elliptisch bis zirkular, in Polansicht konvex-triangular
Größe:	Länge Polachse: 28-30 μm Durchmesser Äquatorialachse: 29-31 μm
Apertur:	tricolporat, lange Colpi mit breitem Ende, Pori rechteckig lalongat.
Exine:	Exine ist tectat und 2-3 μm dick, Nexine dünner Sexine, Exine im Bereich der Aperturen verdickt, ausgeprägte Columellae
Skulptur:	verrucat, perforat, wobei die Perforationen rundlich oder länglich sind

Mastixia sp. 3 (Tafel 17, Abbildungen A-F)

Form:	Monade, prolat, in Äquatorialansicht elliptisch, in Polansicht konvex-triangular
Größe:	Länge Polachse: 29-31 μm Durchmesser Äquatorialachse: 25-27 μm
Apertur:	tricolporat, lange Colpi mit abgestumpften Enden, Pori rechteckig lalongat.
Exine:	Exine ist tectat und 3-4 μm dick, Nexine dünner Sexine, Exine im Bereich der Aperturen verdickt, ausgeprägte Columellae
Skulptur:	rugulat, perforat, wobei die Perforationen rundlich oder länglich sind

Alangiopollis eocaenicus (Tafel 18, Abbildungen A-K; Tafel 19, Abbildungen A-J; Tafel 20, Abbildungen A-F)

- Form: Monade, spheroidal bis subprolat, in Äquatorialansicht elliptisch, in Polansicht lobat bis konvex-triangular
- Größe: Länge Polachse: 35-40 μm
Durchmesser Äquatorialachse: 36-42 μm
- Apertur: tricolporat, Colpi breit, Pori lalongat
- Exine: Exine ist semitectat und 2-3 μm dick, Nexine dünner Sexine, ausgeprägte Columellae.
- Skulptur: reticulat, heterobrochat, die Lumina sind triangular bis polygonal, Lumina mit dicht aneinanderstehenden rudimentären freestanding Columellae, Lumina werden zu den Colpi hin kleiner, die Muri sind breit und glatt, teilweise durch längere Fossulae geteilt, Membran der Colpi microverrucat.

6. Diskussion

In der Diskussion sollen die Unterschiede und Gemeinsamkeiten bzw. die Ergebnisse der pollenmorphologischen Untersuchung erläutert werden. Bei der Ausarbeitung der Fotografien wurde die große Variationsbreite der untersuchten Pollenkörner deutlich und so konnten anhand einiger Kriterien Einteilungen getroffen werden.

Die Familie der **Ericaceae** zeigte eine äußerst vielfältige Ausprägung an verschiedensten Formen. Von den 14 untersuchten Pollenkörnern, konnten 7 unterschiedliche Formen festgestellt werden. Da jedoch in Forschungskreisen lange Zeit kaum REM-Bilder angefertigt wurden, kann eine Bestimmung bis zur Gattung nur in den seltensten Fällen gelingen. Ein Grund warum Ericaceae lange Zeit im wissenschaftlichen Diskurs nicht bis zur Gattung zugeordnet wurde, dürfte deren häufige Verbreitung in nahezu allen Mikrofloren Europas sein (ZETTER, 1991). Diese Tatsache erschwert die Bestimmung bis zur Gattung, wobei das in dieser Arbeit an drei Pollenkörnern gelingen konnte. So konnten anhand eindeutiger Merkmale, wie etwa Resten von Viscinfäden (klar zu sehen, auf Tafel 1, Abbildung I) und die gleichmäßige microverrucate Skulptur ***Rhododendron*** sp. bestimmt werden.

Die zu **Ericaceae** gen.et.spec.indet 1 zusammengefassten Pollenkörner auf Tafel 1, Abbildung A-C; Tafel 2, Abbildungen A-C; Tafel 3, Abbildungen D-F und J-L und Tafel 4, Abbildungen A-C weisen insbesondere durch die breite perforate, fossulate Costa und mikroverrucate Skulptur im Mesocolpiumbereich Gemeinsamkeiten auf. Diese Charakteristika und deren ähnliche Größe dürfte die Zusammenfassung zu einer Form rechtfertigen – bei der wesentlich geringeren Größe des Pollenkorns auf den Abbildungen A-C auf Tafel 1 dürfte es sich um ein noch nicht ausgereiftes Pollenkorn handeln; alle anderen Merkmale stimmen mit den anderen Exemplaren überein.

Das Pollenkorn **Ericaceae** gen.et.spec.indet 2 (Tafel 1, Abbildungen D-F) grenzt sich durch die fehlende Costa und einer verrucaten Skulptur von den anderen Untersuchungsobjekten ab.

Die Pollenkörner, welche unter **Ericaceae** gen.et.spec.indet 3 zusammengefasst werden konnten zeigen durch ihre Microrugulae eine eindeutige Verwandtschaft.

Beim Pollenkorn **Ericaceae** gen.et.spec.indet 4 (Tafel 2, Abbildungen G-I), war nicht ganz einsichtig, ob dieses von der Form her mit **Ericaceae** gen.et.spec.indet 1 übereinstimmen könnte. Da jedoch keine Anzeichen eines microverrucaten Mesocolpiums zu sehen sind, muss dieses für sich gestellt bleiben.

Das Pollenkorn **Ericaceae** gen.et.spec.indet 5 (Tafel 3, Abbildungen A-C) ist durch die microstriate Costa und Apocolpi charakterisiert. Auf Abbildung C kann man die kleinen Rillen auf der Oberfläche erkennen.

Obwohl **Ericaceae** gen.et.spec.indet 6 (Tafel 3, Abbildungen G-I) auch eine Costa aufweist, kann die eindeutig microrugulate Skulptur des Mesocolpiums als Unterscheidungsmerkmal dienen.

Aus der Familie der **Symplocaceae** wurden 8 Pollenkörner einer pollenmorphologischen Untersuchung unterzogen, wobei in 2 unterschiedliche Formen der Gattung ***Symplocos*** unterschieden werden konnte.

Die Form ***Symplocos* sp. 1** (Tafel 5, Abbildungen A-L; Tafel 6, Abbildungen A-L; Tafel 7, Abbildungen A-J), ist im Wesentlichen durch die reticulate Skulptur charakterisiert. Hierbei muss die große Variationsbreite im Hinblick auf die Dicke der Muri genannt werden. Außerdem wachsen bei einigen Pollenkörnern die Muri so stark zusammen, dass fast kein Reticulum mehr zu sehen ist – insbesondere in Richtung Zentrum verdichten sich die Muri ganz deutlich.

Die zweite Form ***Symplocos* sp. 2** (Tafel 8, Abbildungen A-L; Tafel 9, Abbildungen A-F) sehr gut durch die vielen Skulpturelemente, wie etwa Clavae, Gemmae, Baculae, usw. von der ersten Form zu unterscheiden.

Bei den **Sapotaceae** wurden 11 Pollenkörner untersucht, wobei 7 unterschiedliche Formen festgestellt wurden. Auch hier wird die hohe Variationsbreite ersichtlich. Ein grundsätzliches Bestimmungsmerkmal der Sapotaceae sind die im Bereich der Endoaperturen stark verdickte Nexine und die prolate allgemeine Form.

Das erste Pollenkorn **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 1 (Tafel 10, Abbildungen A-F) zeichnet sich durch die Größe, aber auch die häufig im Profil verjüngenden Rugulae aus.

Das Objekt **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 2 (Tafel 10, Abbildungen G-L) kann sehr gut durch dessen tetracolporate Aperturen abgegrenzt werden. Zudem weisen die breiten flachen Rugulae einen deutlichen Unterschied zu **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 1 auf.

Die beiden Pollenkörner unter **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 3 (Tafel 11, Abbildungen A-L) zusammengefasst, sind durch deren psilat, perforaten Apocolpi und dem rugulat, fossulat, perforaten Mesocolpiumbereich gekennzeichnet.

Die beiden Pollenkörner **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 4 (Tafel 12, Abbildungen A-F; Tafel 14 A-E) konnten anhand der durchgehenden microverrucaten, perforaten Skulptur und den schmalen Colpi bestimmt werden.

Die Pollenkörner **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 5 (Tafel 12, Abbildungen G-L; Tafel 13, Abbildungen A-E) sind durch deren microrugulate bis rugulaten Skulptur eindeutig zu bestimmen.

Die **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 6 (Tafel 13, Abbildungen F-K; Tafel 14 Abbildungen F-J) sind durch die truncaten Enden der Colpi und ihre psilat, perforat, granulate Skulptur charakterisiert.

Das Pollenkorn **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 7 (Tafel 15, Abbildungen A-D) wies eine ähnliche Skulptur wie **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 6 auf, wobei keine Granulae ersichtlich sind und auch der Größenunterschied zu markant ist.

Der letzten in dieser Arbeit untersuchten Familie der **Cornaceae** konnten zwei Gattungen zugeordnet werden. Aus der Gattung **Mastixia** wurden drei Pollenkörner unterschiedlicher Form bestimmt und aus der Gattung **Alangium** konnte eine Bestimmung bis auf Artniveau gelingen, wobei die 5 untersuchten Pollenkörner alle dieser Art zugerechnet werden können.

Das Pollenkorn **Mastixia sp.** 1 (Tafel 16, Abbildungen A-F) unterscheidet sich von den anderen Vertretern der Gattung **Mastixia** durch die wesentlich dünneren Rugulae. Im Vergleich dazu weist **Mastixia sp.** 3 (Tafel 17, Abbildungen A-F) mit ungefähr 6-9µm breiten Rugulae einen deutlichen Unterschied auf.

Das Objekt ***Mastixia sp.*** 2 (Tafel 16, Abbildungen G-L) weist keine Rugulae auf und muss deshalb als eigene Form geführt werden.

Die Bestimmung der Art ***Alangiopollis eocaenicus*** (Tafel 18, Abbildungen A-K; Tafel 19, Abbildungen A-J; Tafel 20, Abbildungen A-F) konnte durch die allgemein spheroidal bis subprolate Form und die reticulate, heterobrochate Skulptur getroffen werden. Die breiten und glatten Muri, welche teilweise durch längere Fossulae geteilt sind, formen triangulare bis polygonale Lumina, wobei diese zu den Colpi hin kleiner werden. In den Lumina sind dicht aneinanderstehende rudimentäre freestanding Columellae sichtbar. Die Membran der Colpi ist microverrucat, wie auf Abbildung E, auf Tafel 19 zu sehen ist.

Die große Formenvielfalt hat aufgezeigt welcher Notwendigkeit eine zusätzliche pollenmorphologische Untersuchung mittels Rasterelektronenmikroskop unterliegt. Obwohl im Lichtmikroskop bei genauerer Betrachtung einige Unterschiede auszumachen sind, werden erst in der rasterelektronischen Darstellung die verschiedenen Strukturen und besonders die Skulpturierungen ersichtlich. So ermöglicht es das REM die Oberfläche der Untersuchungsobjekte „abzutasten“, wodurch man eine detaillierte Darstellung dieser erhält. Die lichtmikroskopische Aufnahme hingegen durchleuchtet das Objekt und lässt andere Einteilungen, wie etwa der Dicke der Exine, treffen und ist natürlich für die ersten Untersuchungsschritte der pollenmorphologischen Bestimmung unabdinglich.

Zu den Rückschlüssen, die wir anhand der ausgearbeiteten Verbreitung heutiger Vertreter dieser Familien ziehen können, dürfte im mittel- bis obereozänen Erdzeitalter im Bereich der Fundstelle Profen nasse bis feuchte, eutrophe bis mesotrophe Böden und ein perhumides, subtropisches bis warmtemperates Klima vorherrschend gewesen sein (MAI, 1995).

7. Literatur

AGASHE, S.N., CAULTON, E., 2009: Pollen and Spores. Applications with Special Emphasis on Aerobiology and Allergy, Science Publishers, Enfield.

CRONQUIST, A., 1968: The evolution and classification of flowering plants, Thomas Nelson Verlag, London.

FERGUSON, D. K., ZETTER, R., PAUDAYAL, K.N., 2007: The need for SEM in paleopalynology. C.R. Palevol 6: 423-430, Academie des sciences, Elsevier Masson SAS

FERGUSON, D.K., PINGEN, M., ZETTER, R., HOFMANN, C.-C., 1997: Advances in our knowledge of the Miocene plant assemblage from Kreuzau, Germany, In: Review of Palaeobotany and Palynology 101 (1998) 147-177, Elsevier Science B.V.,

FRIIS, E.M., CHALONER, W.G., CRANE, P.R., 1987: The origins of angiosperms and their biological consequences, Cambridge University Press, Cambridge.

HAINING, Q., CHAMLONG, P., 2007: Alangiaceae, p.304, In: WU, Z.Y., RAVEN, P.H., HONG D.Y., Flora of China. Vol. 13 (Clusiaceae through Araliaceae). Missouri Botanical Garden Press, St. Louis.
www.efloras.org/florataxon.aspx?flora_id=2&taxon_id=10022

HESSE M., HALBRITTER H., ZETTER R., WEBER M., BUCHNER R., ULRICH S., FROSCH-RADIO A., 2009: Pollen Terminology. An illustrated handbook, Springer-Verlag, Wien.

HOEN, P., 1999: Glossary of Pollen and Spore Terminology. Second and revised edition, Laboratory of Palaeobotany and Palynology:
<http://www.pollen.mtu.edu/glos-gtx/glos-int.htm>

HUTCHINSON J., 1959: The Families of Flowering Plants. Volume I. Dicotyledons. Arranged according to a new system based on their probable Phylogeny, Second Edition, University Press, Oxford.

KIRCHHEIMER F., 1957: Die Laubgewächse der Braunkohlezeit. Mit einem kritischen Katalog ihrer Früchte und Samen sowie einer Karte und 55 Tafeln, VEB Wilhelm Knapp Verlag, Halle (Saale).

KLAUS, W., 1987: Einführung in die Paläobotanik. Fossile Pflanzenwelt und Rohstoffbildung. 1. Grundlagen – Kohlebildung – Arbeitsmethoden einschließlich Palynologie, Deuticke, Wien.

LICHTSCHEIDL, I.K.: Core Facility Cell Imaging und Ultrastrukturforschung - Universität Wien:

http://www.univie.ac.at/mikroskopie/2_kontraste/hellfeld/3_koehler.htm

24.10.2014

MAI, D.H., 1995: Tertiäre Vegetationsgeschichte Europas. Methoden und Ergebnisse, Gustav Fischer Verlag, Jena.

MEYER, G., 1950: Der Einfluß der geologischen Strukturen im Meuselwitz-Bornaer Braunkohlenrevier auf Planung und Abbau. - Freiburger Forschungshefte 1, 49-51, Freiberg.

MIBRAG: <http://www.mibrag.de/index.php?id=2761&#Tagebaue>, 20.10.2014

MISSOURI BOTANICAL GARDEN: *Alangium platanifolium* var. *macrophyllum*, <http://www.missouribotanicalgarden.org/PlantFinder/PlantFinderDetails.aspx?taxonid=279365&isprofile=0&letter=A>

NAIR, P.K.K., 1985: Essentials of Palynology, Shiva Offset Printers, New Delhi.

NILSSON, S., PRAGLOWSKI, J., 1992: Erdtman's Handbook of Palynology. 2nd edition, Munksgaard, Kopenhagen.

PÄLCHEN W., WALTER H., 2011: Geologie von Sachsen I. Geologischer Bau und Entwicklungsgeschichte, Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung (Nägele u. Obermiller), Stuttgart.

RUTTEN, M.G., 1969: The Geology of Western Europe, In: Review of Palaeobotany and Palynology, Volume 10, Nr. 4, Elsevier Pub. Co., Amsterdam.

SHIVANNA, K.R., RANGASWAMY, N.S., 1992: Pollen Biology. A Laboratory Manual, Springer Verlag, Berlin/Heidelberg.

STANLEY, R.G., LINSKENS H.F., 1985: Pollen. Biologie Biochemie Gewinnung und Verwendung. Mit 64 Abbildungen und 66 Tabellen, Urs Freund Verlag, Greifennberg/Ammersee.

STEVENS, P.F. (2001 onwards). Angiosperm Phylogeny Website. Version 12, July 2012 [and more or less continuously updated since},
<http://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/>, 01.09.2014.

STUCHLIK, L., 1994: Neogene Pollen Flora of Central Europe. Part 1, Acta Palaeobotanica. Supplementum No1, W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences, Kraków.

THE PLANT LIST, 2013: Version 1.1 Published on the Internet;
<http://www.theplantlist.org/> (accessed 1st January).

TRAVERSE, A, 2007: Paleopalynology. Second Edition, Springer, In:
LANDMAN, N.H., JONES, D.S.: Topics in Geobiology, Volume 28, Dordrecht.

TRIMEN, H., 1898: A Hand-Book to the Flora of Ceylon. Containing descriptions of all the species of flowering plants indigenous to the island and notes on their history, distribution and uses, London.
http://www.plantillustrations.org/illustration.php?id_illustration=157305

XIANG, J.Q., XIANG, Q., BOUFFORD, D.E., LOWRY P.P., 2005: Mastixiaceae, p. 230, In: WU, Z.Y., RAVEN, P.H., HONG D.Y., Flora of China. Vol. 14 (Apiaceae through Ericaceae), Missouri Botanical Garden Press, St. Louis.
http://www.efloras.org/florataxon.aspx?flora_id=2&taxon_id=119839.

ZETTER, R., 1991: Untersuchungen an Pollenkorntetraden der Gattung *Erica* aus miozänen Fundstellen Österreichs, In: Palaeovegetational Development in Europe and Regions relevant to its Palaeofloristic Evolution, PEPC, Wien.

8. Bildverzeichnis

Abbildung 1: Satellitenbild der Fundstelle Profen, Google Maps,
<https://www.google.at/maps/place/Tagebau+Profen/@51.1511707,12.1747725,11794m/data=!3m1!1e3!4m2!3m1!1s0x47a6eeaf193bbb35:0xe27a64b9046ae93e>

Abbildung 2: Braunkohleabbau im Weißelster-Becken, verändert nach
PÄLCHEN & WALTER, Abb. 4.5-5 Tertiärverbreitung in Nordwestsachsen
(Leipziger Bucht) mit Braunkohlentagebauen, S. 366.

Abbildung 3: Aufbau und Strahlengang des Lichtbildmikroskops ,nach
LICHTSCHEIDL,
http://www.univie.ac.at/mikroskopie/1_grundlagen/mikroskop/mikroskop/2a_bestandteile.htm

Abbildung 4: Lichtbildmikroskop mit montierter Kamera und Bildschirmanzeige,
Abbildungen 4-12 wurden selbst aufgenommen.

Abbildung 5: Binokular, in das dunkelgraue Schaumstoffstück konnte das
Tischchen positioniert werden.

Abbildung 6: Die bereits besputterten Tischchen in der Aufbewahrungsbox.

Abbildung 7: Sputtergerät

Abbildung 8: Hier wird der Vorgang verbildlicht, wo das Argon-Gas durch die
Goldfolie strömt und dabei Goldmoleküle aus jener herausgeschlagen werden.

Abbildung 9: Rasterelektronenmikroskop, davor sieht man den Einführstab mit dem bereits befestigten Tischchen. Unterhalb der Öffnung befinden sich die beiden schwarzen Steuerräder und rechts von der Öffnung sieht man das graue Rad der Schleusenklappe und den roten Knopf, welcher die Luft aus der Schleuse saugen lässt, um das gewünschte Vakuum zu erzeugen.

Abbildung 10: Steuerterminal des REM

Abbildung 11: Auf der Seite 1 befinden sich alle wichtigen Einstellungen zur Bilderstellung

Abbildung 12: Steuerboard des REM, worauf man alle Einstellungen auf Seite 1 bedienen kann.

Abbildung 13: Stammbaum der Angiospermae, verändert nach STEVENS, 2012.

Abbildung 14: Verbreitungskarte der Ericaceae, nach STEVENS, 2012.

Abbildung 15: *Rhododendron cinnamomeum*, nach HUTCHINSON, 1959.

Abbildung 16: Verbreitungskarte der Symplocaceae, nach STEVENS, 2012.

Abbildung 17: *Symplocos paniculata*, nach HUTCHINSON, 1959.

Abbildung 18: Verbreitungskarte der Sapotaceae, nach STEVENS, 2012.

Abbildung 19: Beispiel einer Sapotaceae, nach HUTCHINSON, 1959.

Abbildung 20: Verbreitungskarte von *Mastixia*, verändert nach: Tropicos.org.
Missouri Botanical Garden. 28 Oct 2014
<http://www.tropicos.org/Name/40014678>.

Abbildung 21: Beispiel einer *Mastixia*, nach TRIMEN, 1898.

Abbildung 22: Verbreitungskarte von *Alangium*, nach RUTTEN, 1969.

Abbildung 23: *Alangium chinense*, nach HUTCHINSON, 1959.

Abbildung 24: Entwicklung des Pollenkornes aus der Pollenmutterzelle und der Mikrospore, nach STANLEY & LINSKENS, 1985, Abb. 2-2, S. 14.

Abbildung 25: Polarität und Symmetrie von Pollenkörnern, nach KLAUS, 1987, Abb. 84, 206.

Abbildung 26: Allgemeine Formen von Pollenkörnern, nach KLAUS, 1987, Abb. 84, 206.

Abbildung 27: Bezeichnungen und Klassifizierungen des Sporoderms, nach STANLEY & LINSKENS, 1985, Abb. 2-3, S.16.

Abbildung 28: Darstellung eines tricolporaten Pollenkorns und eines Schnitts des Sporoderms, nach TRAVERSE, 2007, Figure 5.5, S. 95.

Abbildung 29: Skulpturelemente, nach TRAVERSE, 2007, Figure 5.12, S.137.

Abbildung 30: Grundlegende Skulpturierung, SHIVANNA & RANGASWAMY, 1992, Fig. 16, S. 88.

9. Tafeln

Tafel 1

Ericaceae

Abbildungen A-C: **Ericaceae** gen.et.spec.indet 1

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: REM, x4.500, Maßstab 1µm

Abbildung C: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildungen D-F: **Ericaceae** gen.et.spec.indet 2

Abbildung D: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung E: REM, x3.500, Maßstab 10µm

Abbildung F: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildungen G-I: **Rhododendron** sp.

Abbildung G: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung H: REM, x3.000, Maßstab 10µm

Abbildung I: REM, x15.000, Maßstab 1µm

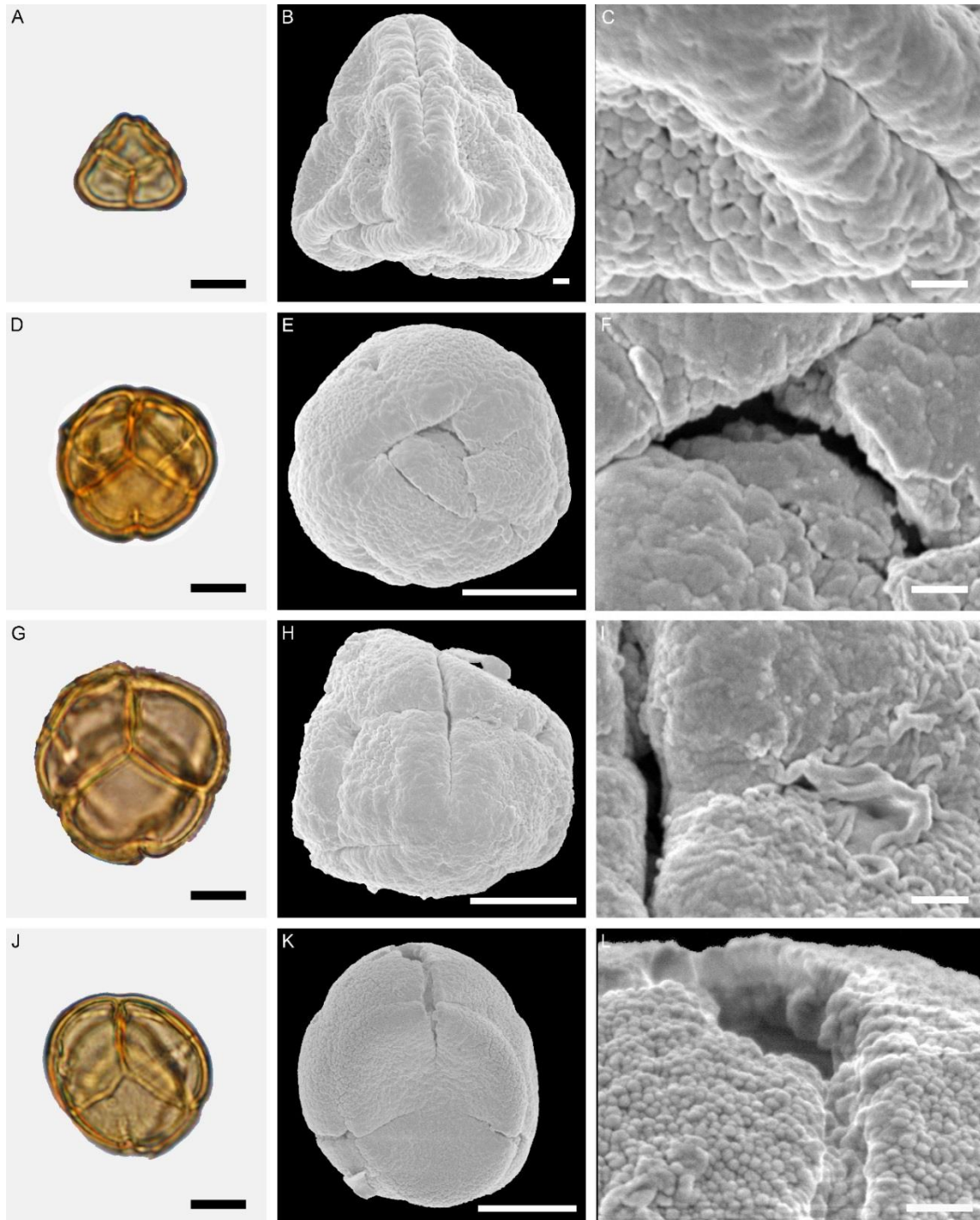
Abbildungen J-L: **Rhododendron** sp.

Abbildung J: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung K: REM, 3.000, Maßstab 10µm

Abbildung L: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Tafel 1



Tafel 2

Ericaceae

Abbildungen A-C: **Ericaceae** gen.et.spec.indet 1

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: REM, x2.700, Maßstab 10µm

Abbildung C: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildungen D-F: **Ericaceae** gen.et.spec.indet 3

Abbildung D: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung E: REM, x3.700, Maßstab 10µm

Abbildung F: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildungen G-I: **Ericaceae** gen.et.spec.indet 4

Abbildung G: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung H: REM, x3.300, Maßstab 10µm

Abbildung I: REM, x15.000, Maßstab 1µm

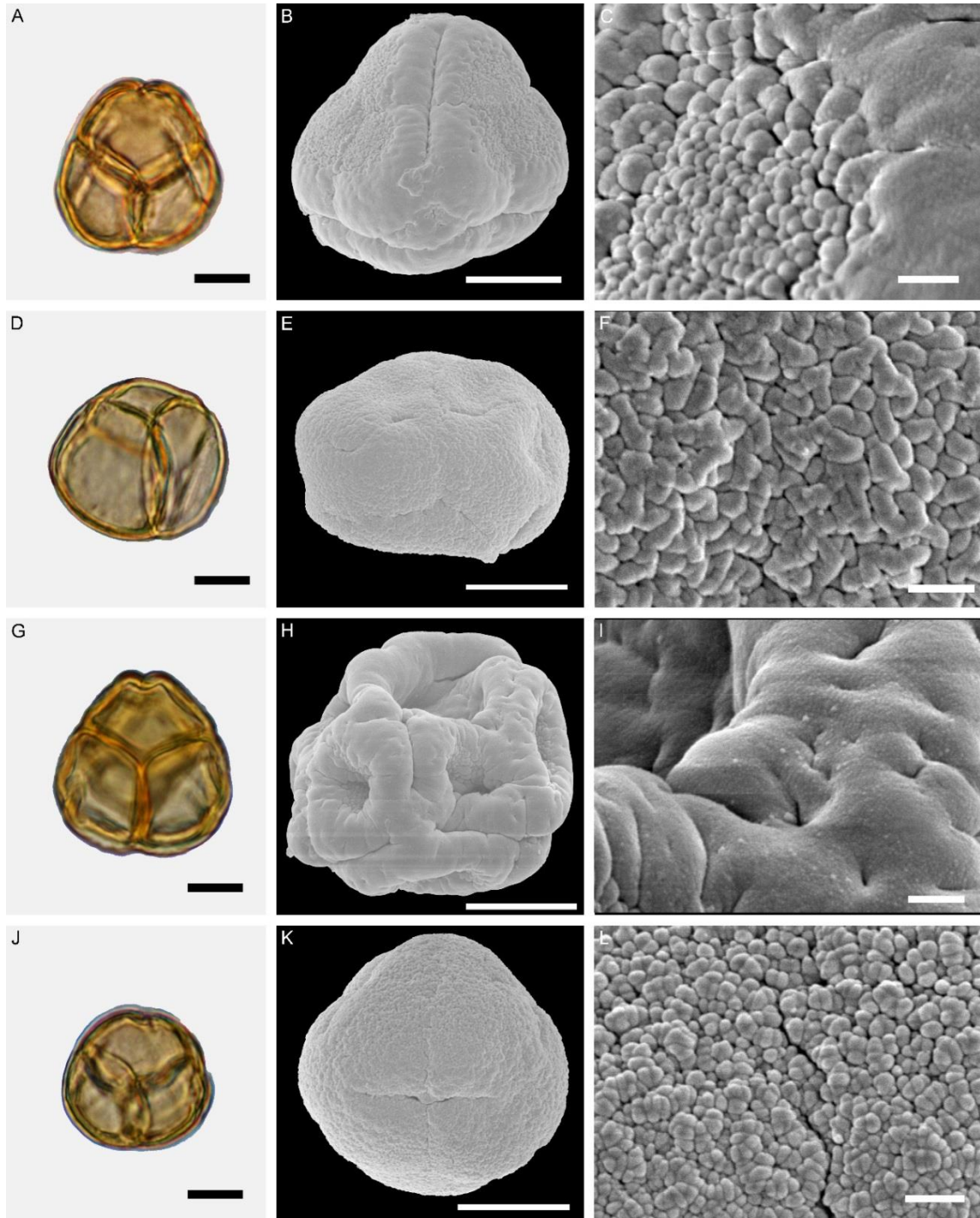
Abbildungen J-L: **Rhododendron sp.**

Abbildung J: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung K: REM, 3.500, Maßstab 10µm

Abbildung L: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Tafel 2



Tafel 3

Ericaceae

Abbildungen A-C: **Ericaceae** gen.et.spec.indet 5

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: REM, x2.700, Maßstab 10µm

Abbildung C: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildungen D-F: **Ericaceae** gen.et.spec.indet 1

Abbildung D: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung E: REM, x2.700, Maßstab 10µm

Abbildung F: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildungen G-I: **Ericaceae** gen.et.spec.indet 6

Abbildung G: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung H: REM, 3.300, Maßstab 10µm

Abbildung I: REM, x15.000, Maßstab 1µm

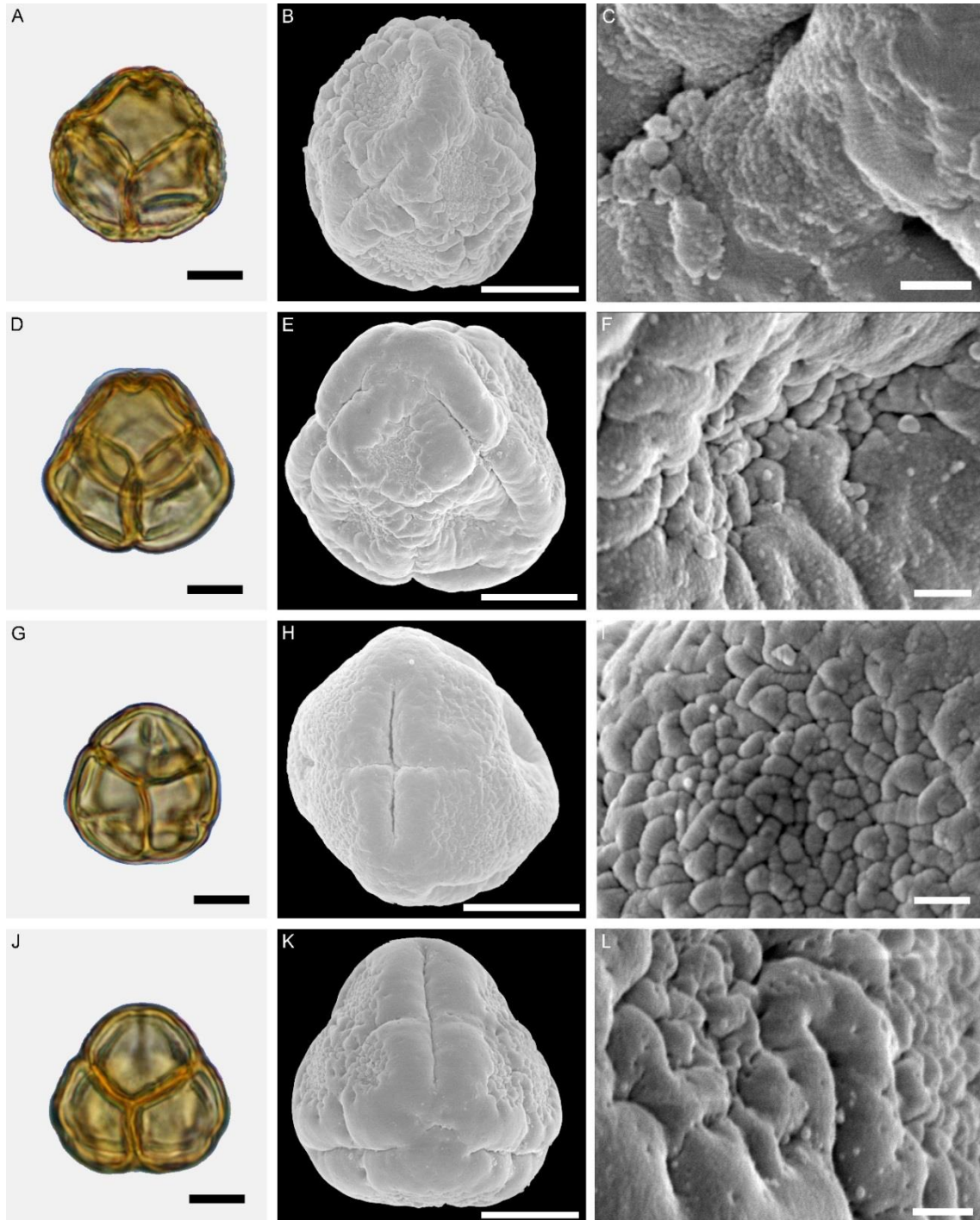
Abbildungen J-L: **Ericaceae** gen.et.spec.indet 1

Abbildung J: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung K: REM, x2.700, Maßstab 10µm

Abbildung L: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Tafel 3



Tafel 4

Ericaceae

Abbildungen A-C: **Ericaceae** gen.et.spec.indet 1

Abbildung D: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung E: REM, x3.700, Maßstab 10µm

Abbildung F: REM, x15.000, Maßstab 1µm

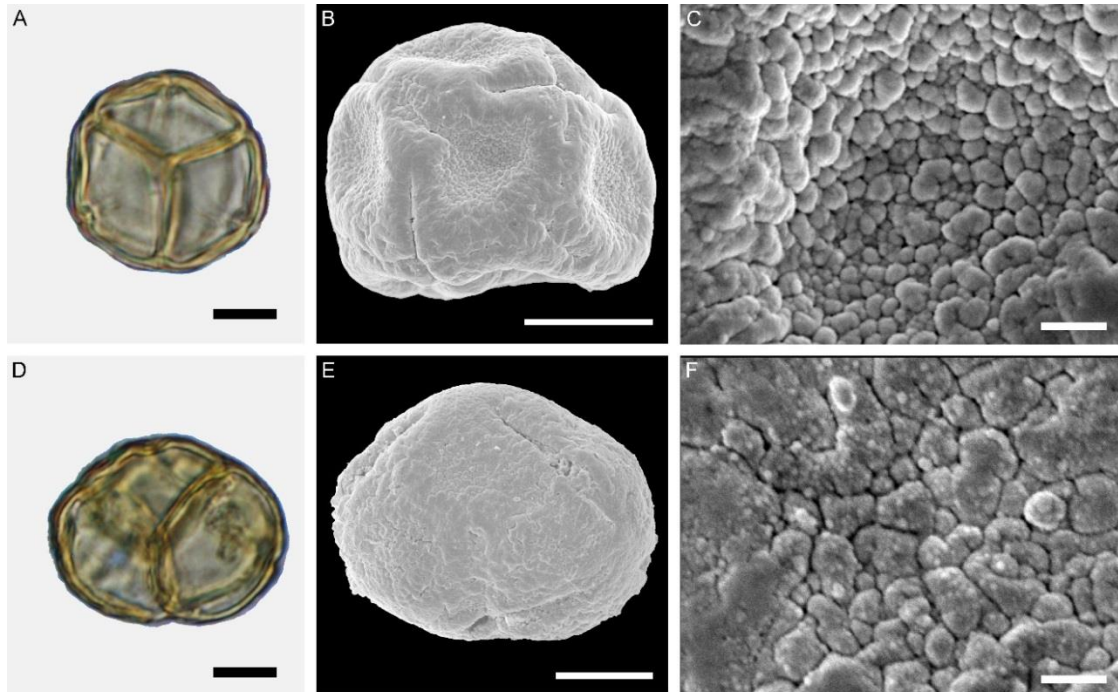
Abbildungen D-F: **Ericaceae** gen.et.spec.indet 3

Abbildung G: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung H: REM, x2.700, Maßstab 10µm

Abbildung I: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Tafel 4



Tafel 5

Symplocaceae (netzförmig)

Abbildungen A-F: ***Symplocos*** sp. 1

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung C: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung D: REM, x2.700, Maßstab 10µm

Abbildung E: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung F: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildungen G-L: ***Symplocos*** sp. 1

Abbildung G: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung H: LM, x60, Maßstab 10µm

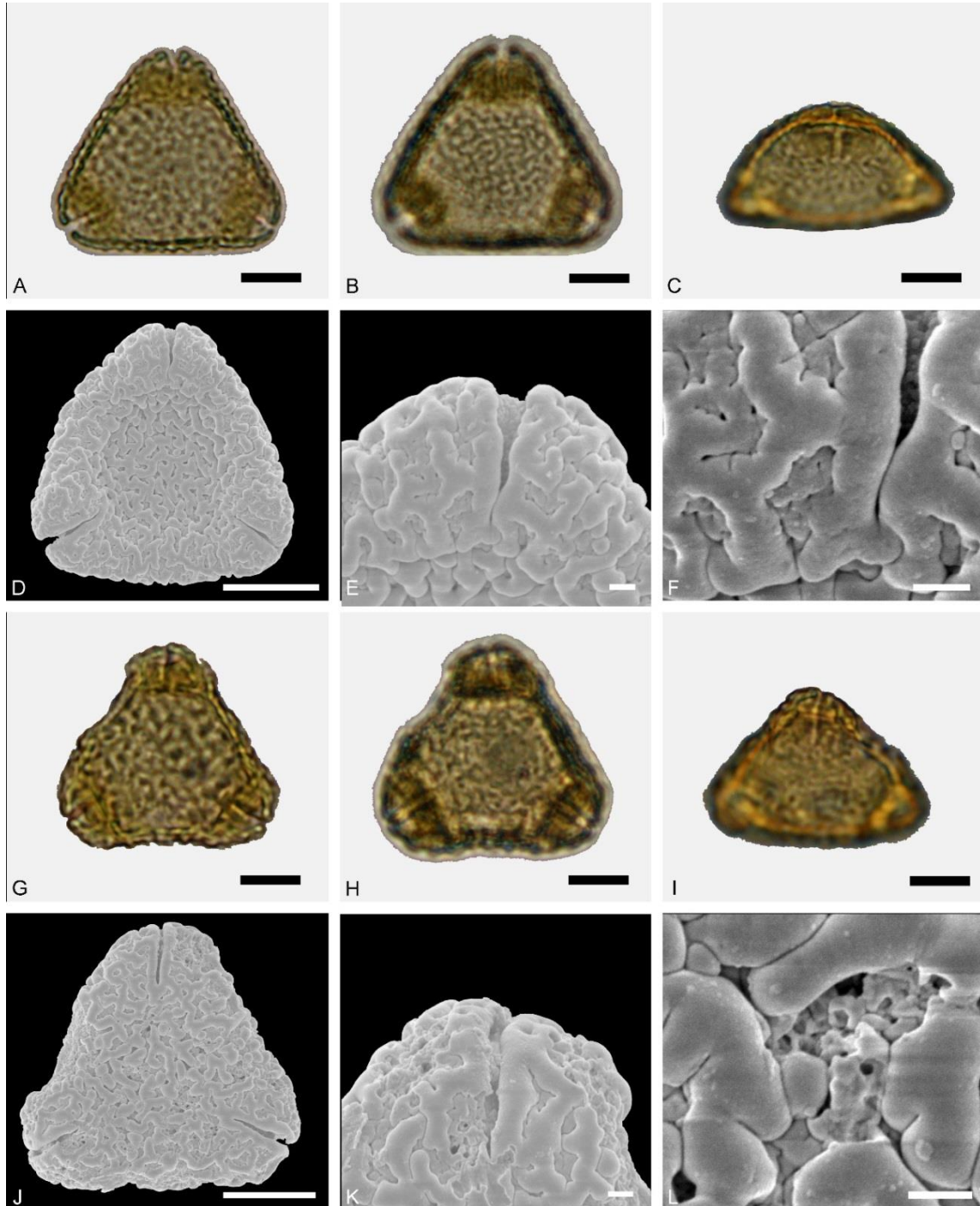
Abbildung I: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung J: REM, x2.700, Maßstab 10µm

Abbildung K: REM, 8.000, Maßstab 1µm

Abbildung L: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Tafel 5



Tafel 6

Symplocaceae (netzförmig)

Abbildungen A-F: ***Symplocos*** sp. 1

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung C: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung D: REM, x2.500, Maßstab 10µm

Abbildung E: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung F: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildungen G-L: ***Symplocos*** sp. 1

Abbildung G: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung H: LM, x60, Maßstab 10µm

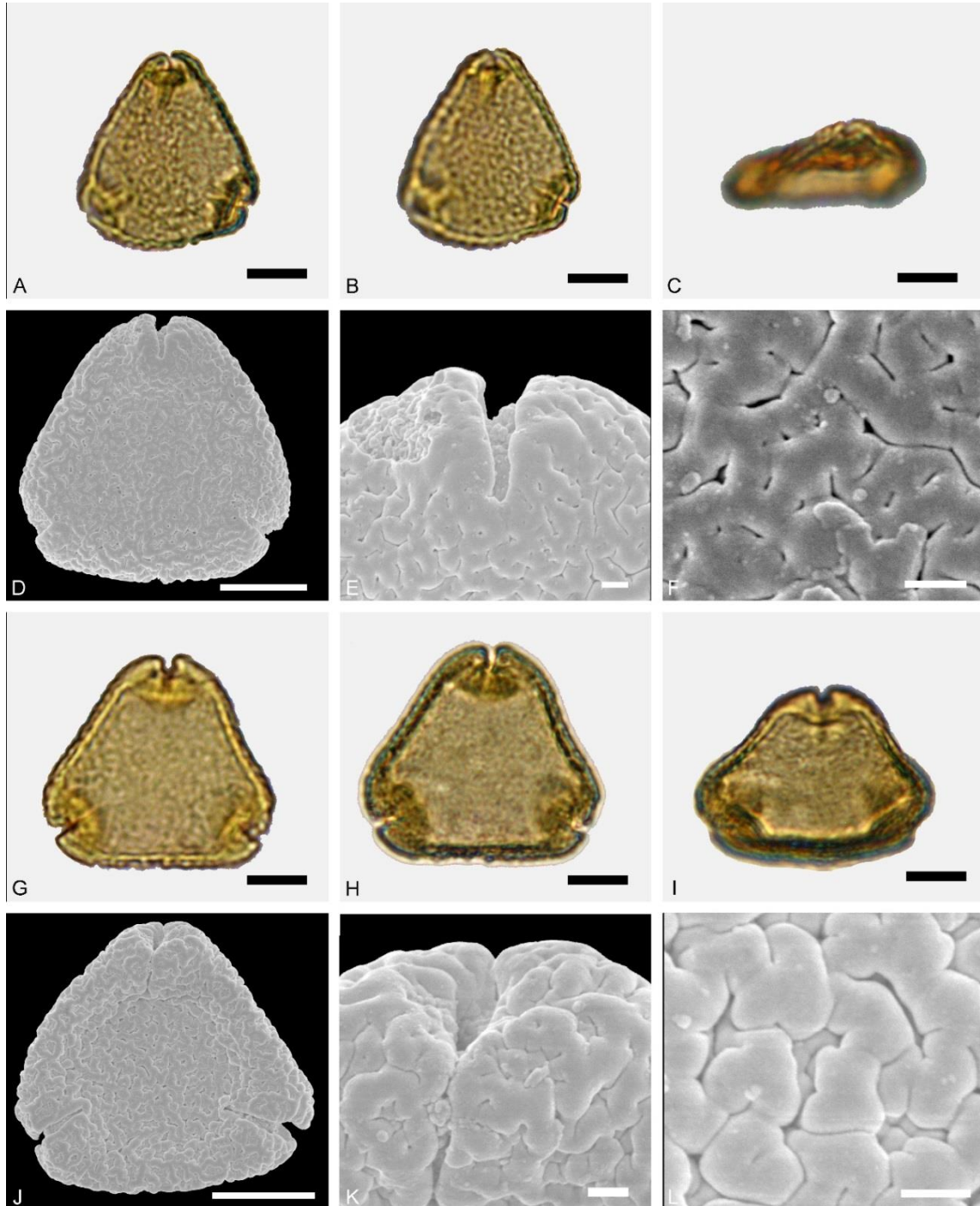
Abbildung I: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung J: REM, x3.000, Maßstab 10µm

Abbildung K: REM, 8.000, Maßstab 1µm

Abbildung L: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Tafel 6



Tafel 7

Symplocaceae (netzförmig)

Abbildungen A-F: ***Symplocos*** sp. 1

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung C: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung D: REM, x3.000, Maßstab 10µm

Abbildung E: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung F: REM, x8.000, Maßstab 1µm

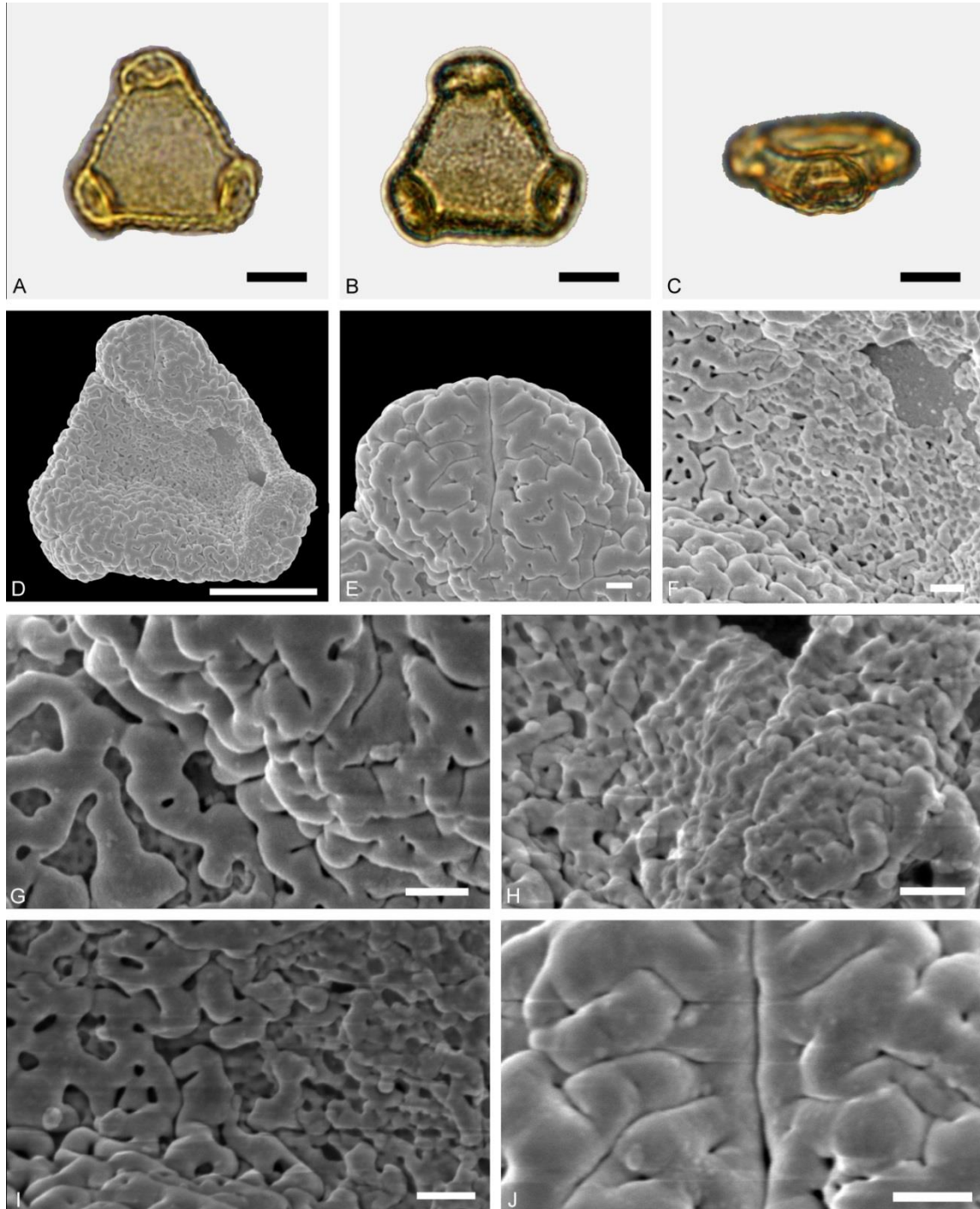
Abbildung G: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildung H: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildung I: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildung J: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Tafel 7



Tafel 8

Symplocaceae (stachelig)

Abbildungen A-F: ***Symplocos*** sp. 2

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung C: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung D: REM, x2.200, Maßstab 10µm

Abbildung E: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung F: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildungen G-L: ***Symplocos*** sp. 2

Abbildung G: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung H: LM, x60, Maßstab 10µm

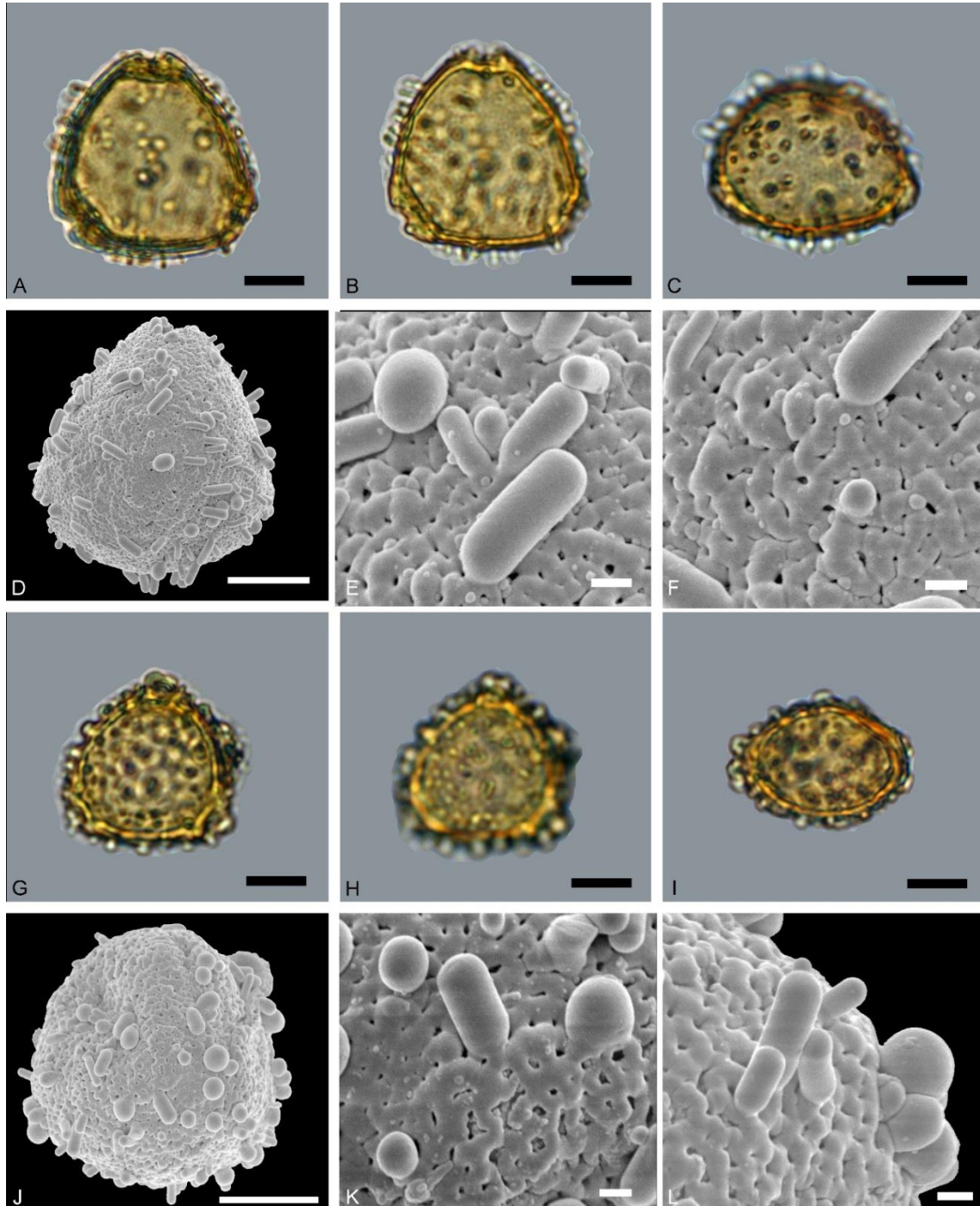
Abbildung I: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung J: REM, x2.700, Maßstab 10µm

Abbildung K: REM, 8.000, Maßstab 1µm

Abbildung L: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Tafel 8



Tafel 9

Symplocaceae (stachelig)

Abbildungen A-F: ***Symplocos*** sp. 2

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: LM, x60, Maßstab 10µm

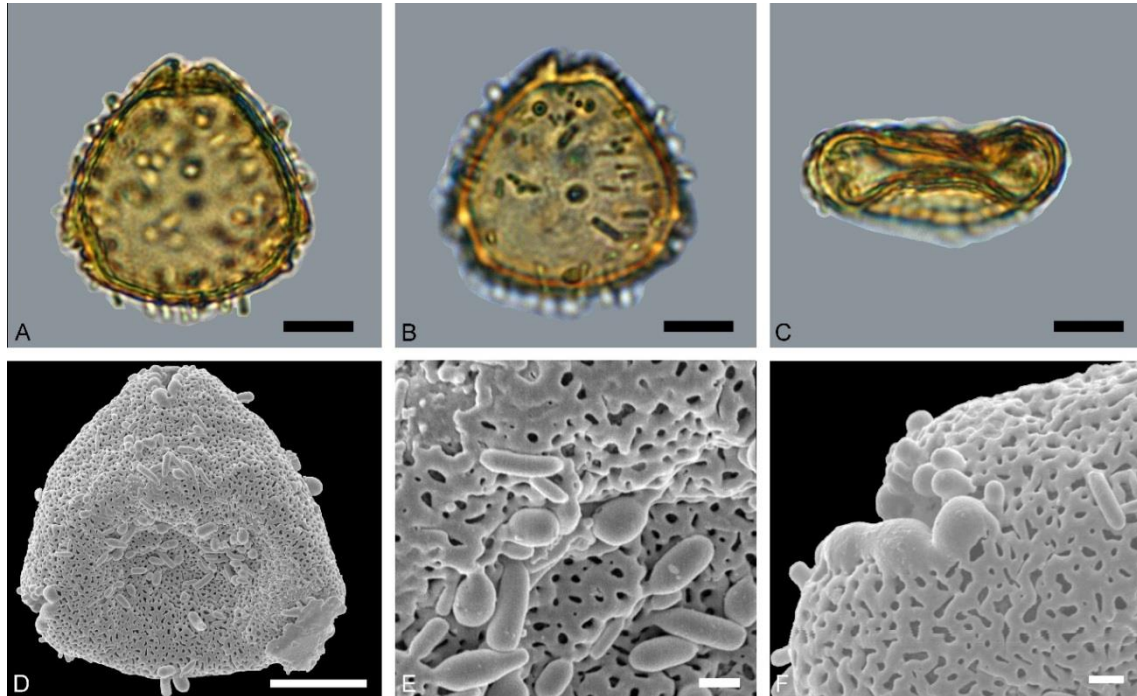
Abbildung C: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung D: REM, x2.200, Maßstab 10µm

Abbildung E: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung F: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Tafel 9



Tafel 10

Sapotaceae

Abbildungen A-F: **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 1

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung C: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung D: REM, x2.000, Maßstab 10µm

Abbildung E: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung F: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildungen G-L: **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 2

Abbildung G: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung H: LM, x60, Maßstab 10µm

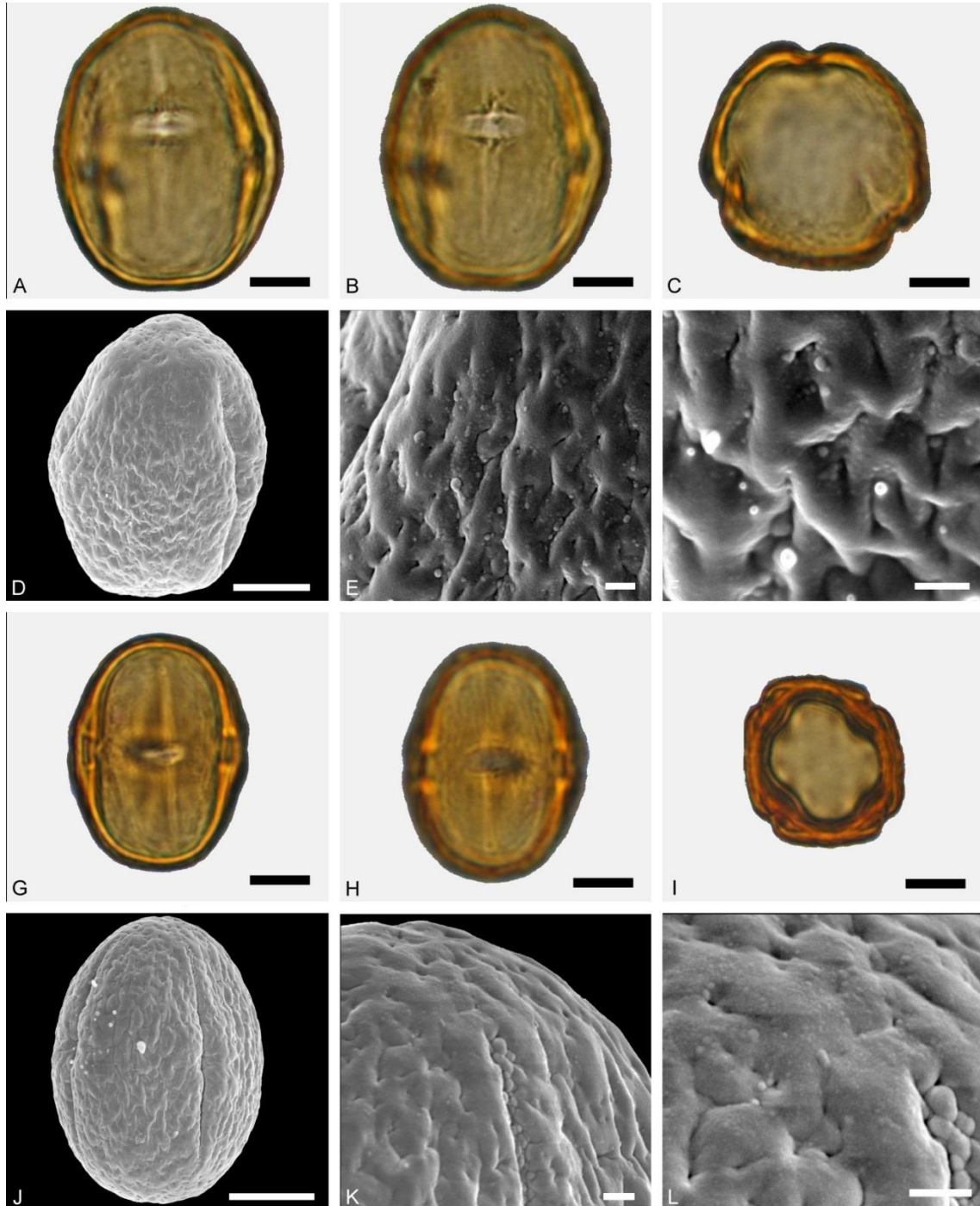
Abbildung I: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung J: REM, x2.300, Maßstab 10µm

Abbildung K: REM, 8.000, Maßstab 1µm

Abbildung L: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Tafel 10



Tafel 11

Sapotaceae

Abbildungen A-F: **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 3

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung C: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung D: REM, x2.000, Maßstab 10µm

Abbildung E: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung F: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildungen G-L: **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 3

Abbildung G: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung H: LM, x60, Maßstab 10µm

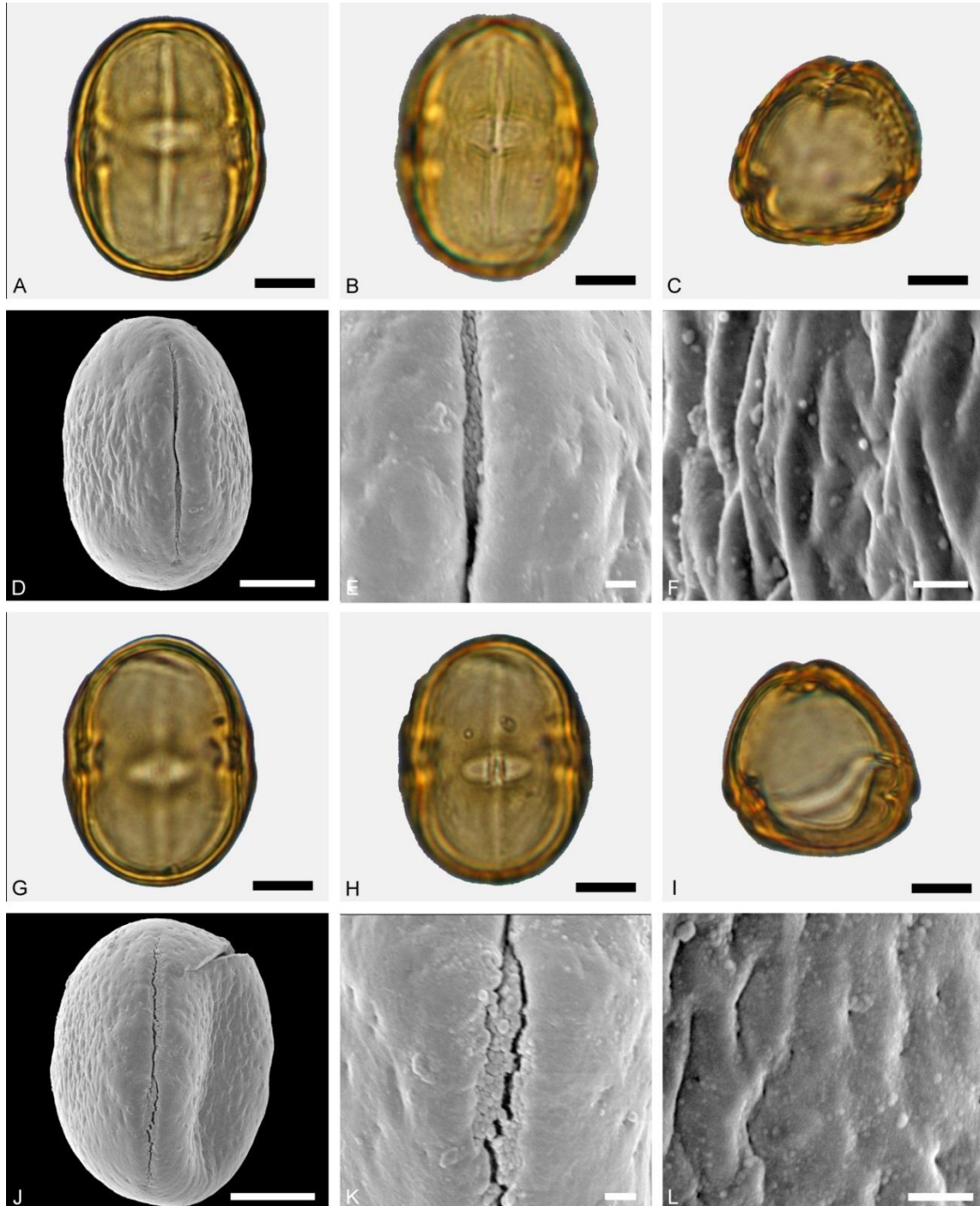
Abbildung I: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung J: REM, x2.200, Maßstab 10µm

Abbildung K: REM, 8.000, Maßstab 1µm

Abbildung L: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Tafel 11



Tafel 12

Sapotaceae

Abbildungen A-F: **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 4

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung C: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung D: REM, x3.000, Maßstab 10µm

Abbildung E: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung F: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildungen G-L: **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 5

Abbildung G: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung H: LM, x60, Maßstab 10µm

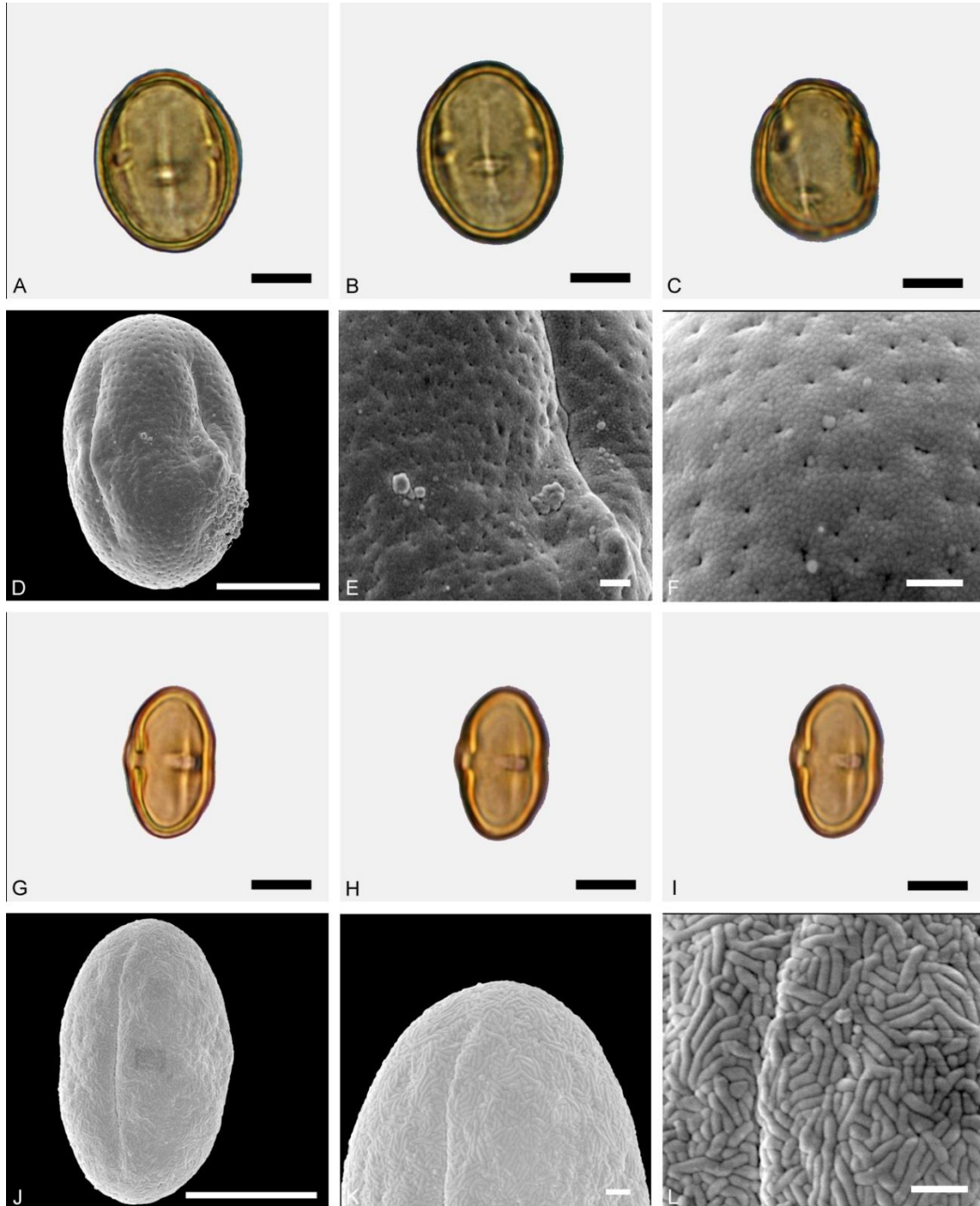
Abbildung I: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung J: REM, x3.700, Maßstab 10µm

Abbildung K: REM, 8.000, Maßstab 1µm

Abbildung L: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Tafel 12



Tafel 13

Sapotaceae

Abbildungen A-E: **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 5

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung C REM, x3.300, Maßstab 10µm

Abbildung D: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung E: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildungen F-K: **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 6

Abbildung F: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung G: LM, x60, Maßstab 10µm

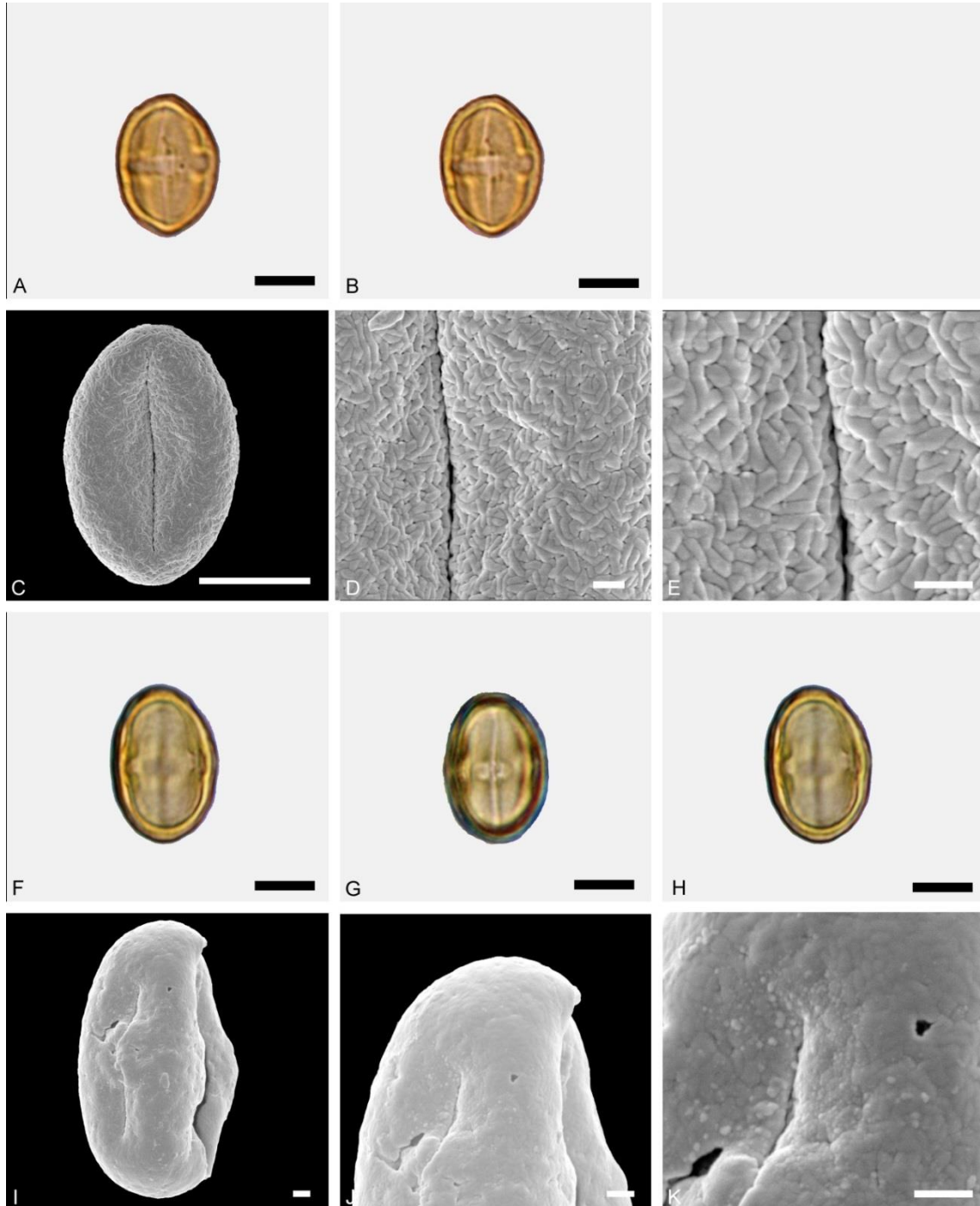
Abbildung H: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung I: REM, x4.300, Maßstab 1µm

Abbildung J: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung K: REM, 15.000, Maßstab 1µm

Tafel 13



Tafel 14

Sapotaceae

Abbildungen A-E: **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 4

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung C: REM, x3.000, Maßstab 10µm

Abbildung D: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung E: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildungen F-J: **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 6

Abbildung F: LM, x60, Maßstab 10µm

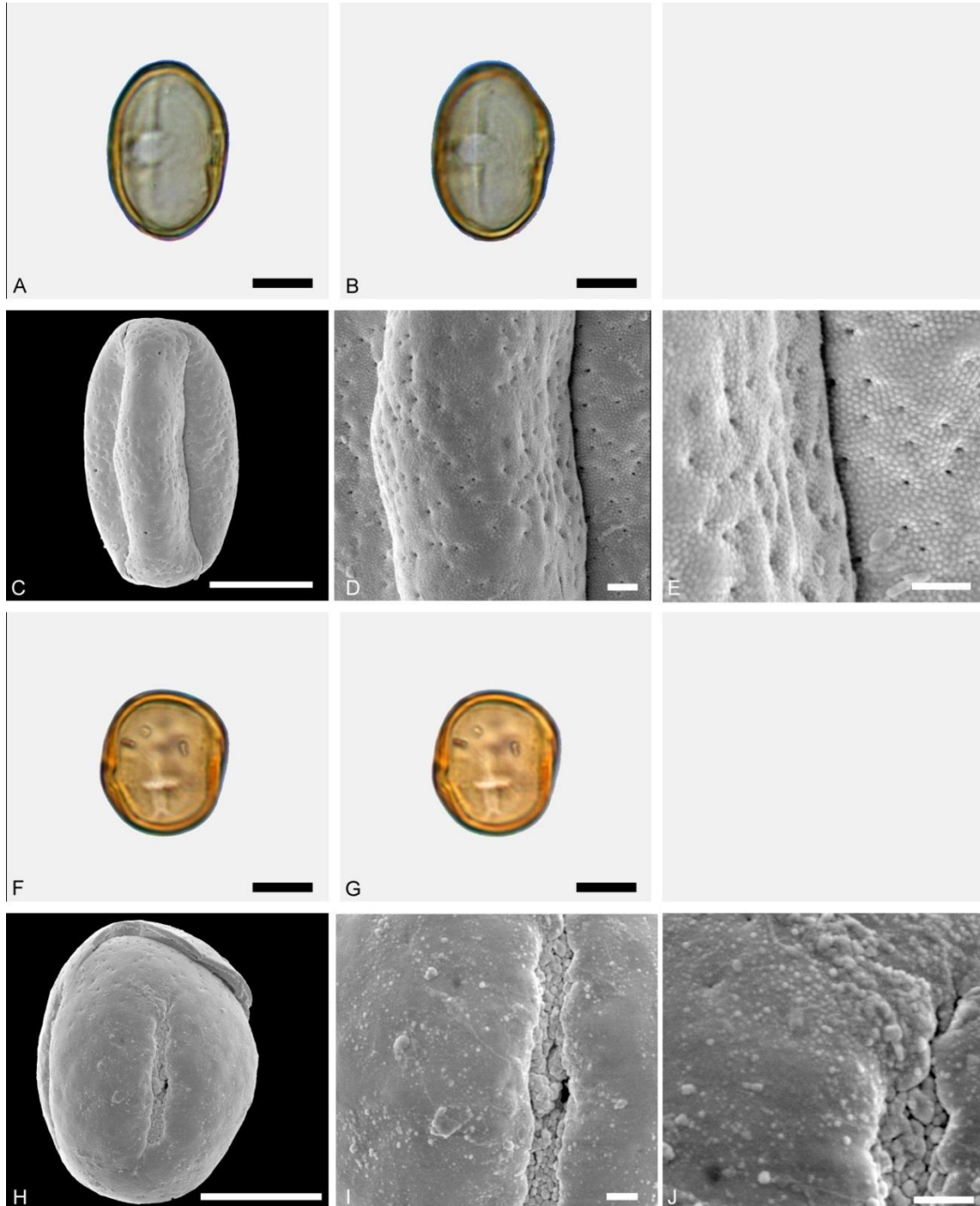
Abbildung G: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung H: REM, x3.300, Maßstab 10µm

Abbildung I: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung J: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Tafel 14



Tafel 15

Sapotaceae

Abbildungen A-D: **Sapotaceae** gen.et.spec.indet 7

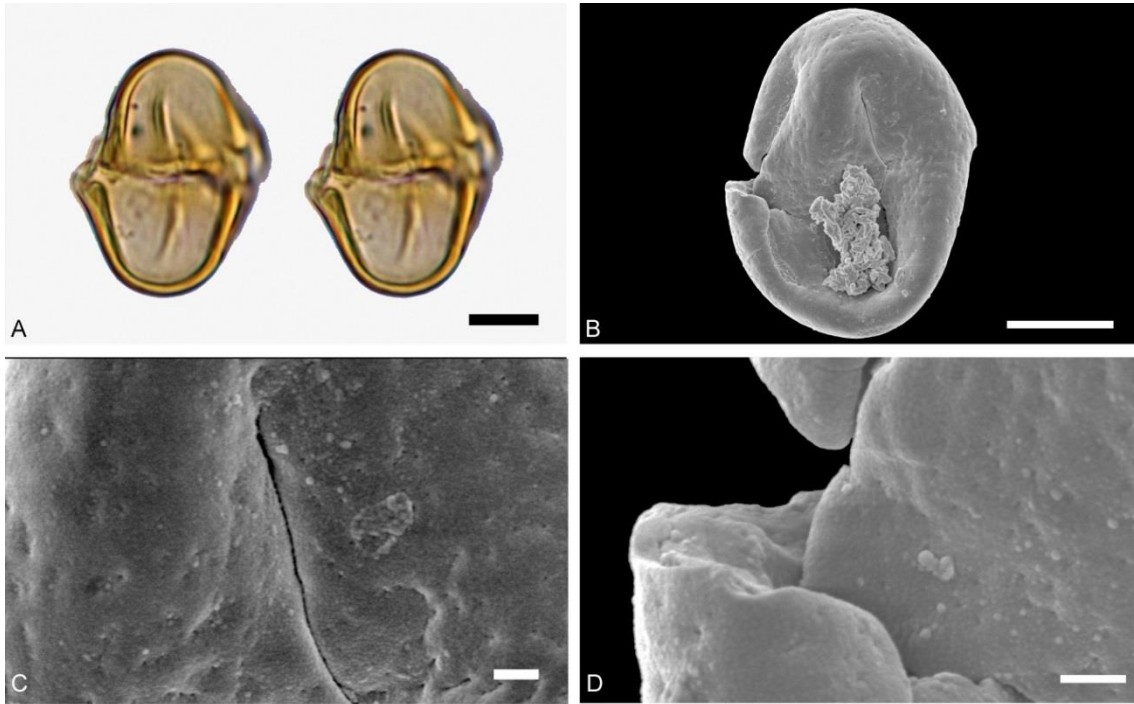
Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: REM, x2.500, Maßstab 10µm

Abbildung C: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung D: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Tafel 15



Tafel 16

Cornaceae

Abbildungen A-F: ***Mastixia*** sp. 1

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung C: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung D: REM, x1.900, Maßstab 10µm

Abbildung E: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung F: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildungen G-L: ***Mastixia*** sp. 2

Abbildung G: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung H: LM, x60, Maßstab 10µm

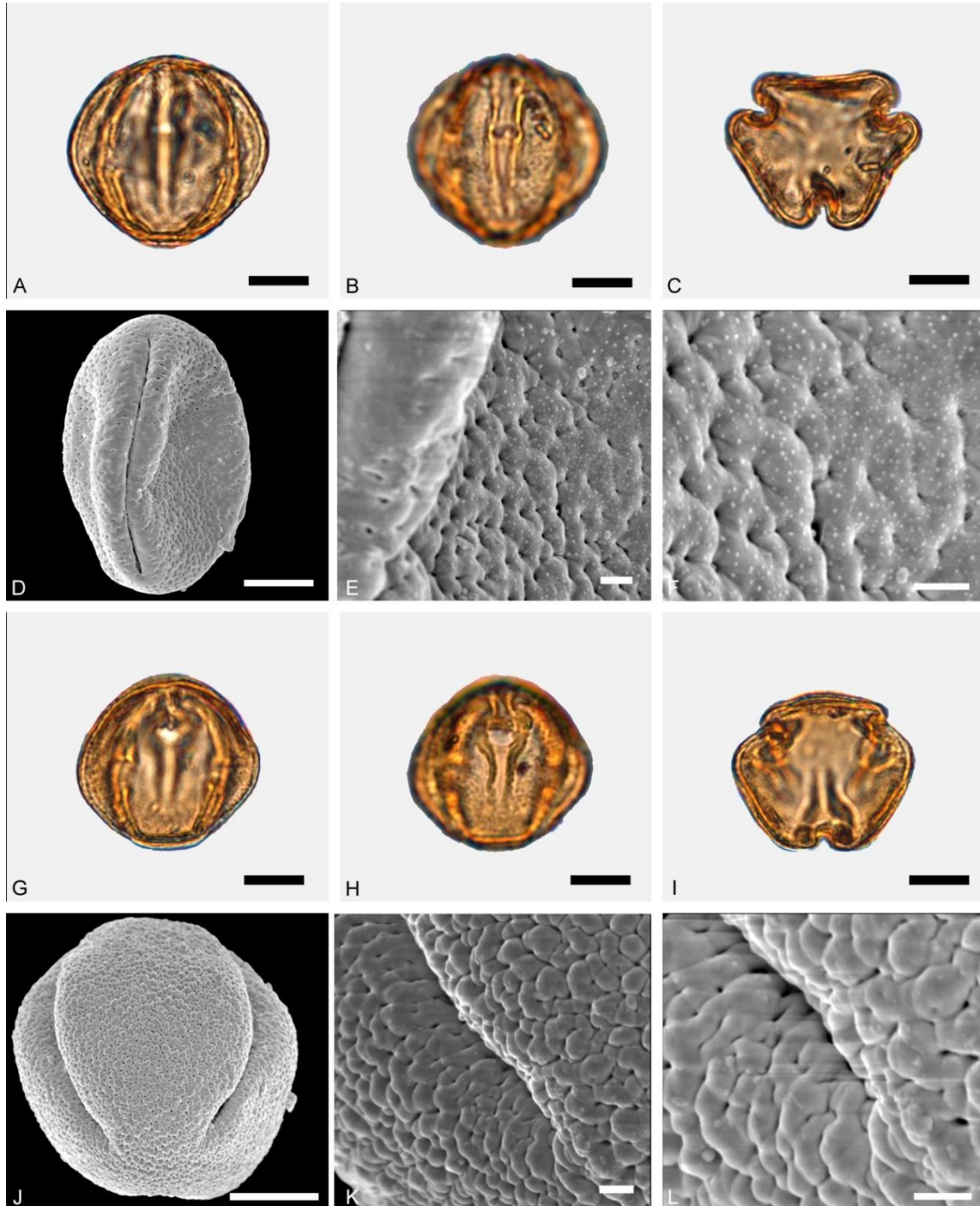
Abbildung I: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung J: REM, x2.300, Maßstab 10µm

Abbildung K: REM, 8.000, Maßstab 1µm

Abbildung L: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Tafel 16



Tafel 17

Cornaceae

Abbildungen A-F: ***Mastixia*** sp. 3

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: LM, x60, Maßstab 10µm

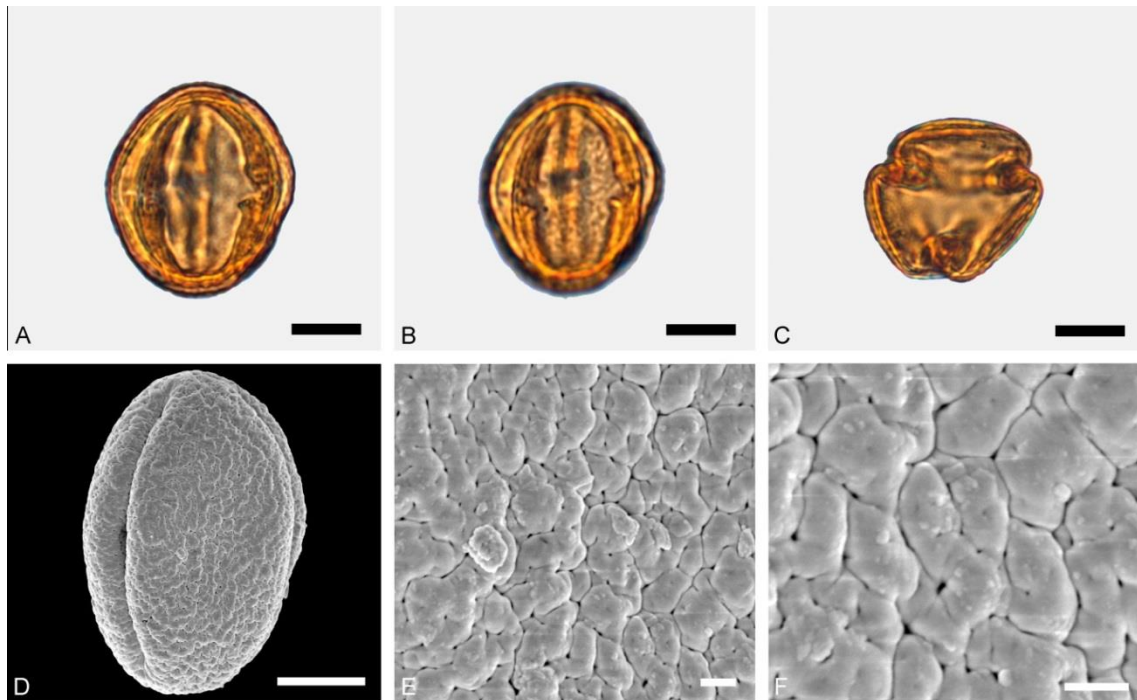
Abbildung C: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung D: REM, x2.000, Maßstab 10µm

Abbildung E: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung F: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Tafel 17



Tafel 18

Cornaceae

Abbildungen A-E: *Alangiopollis eocaenicus*

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung C: REM, x2.500, Maßstab 10µm

Abbildung D: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung E: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildungen F-K: *Alangiopollis eocaenicus*

Abbildung F: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung G: LM, x60, Maßstab 10µm

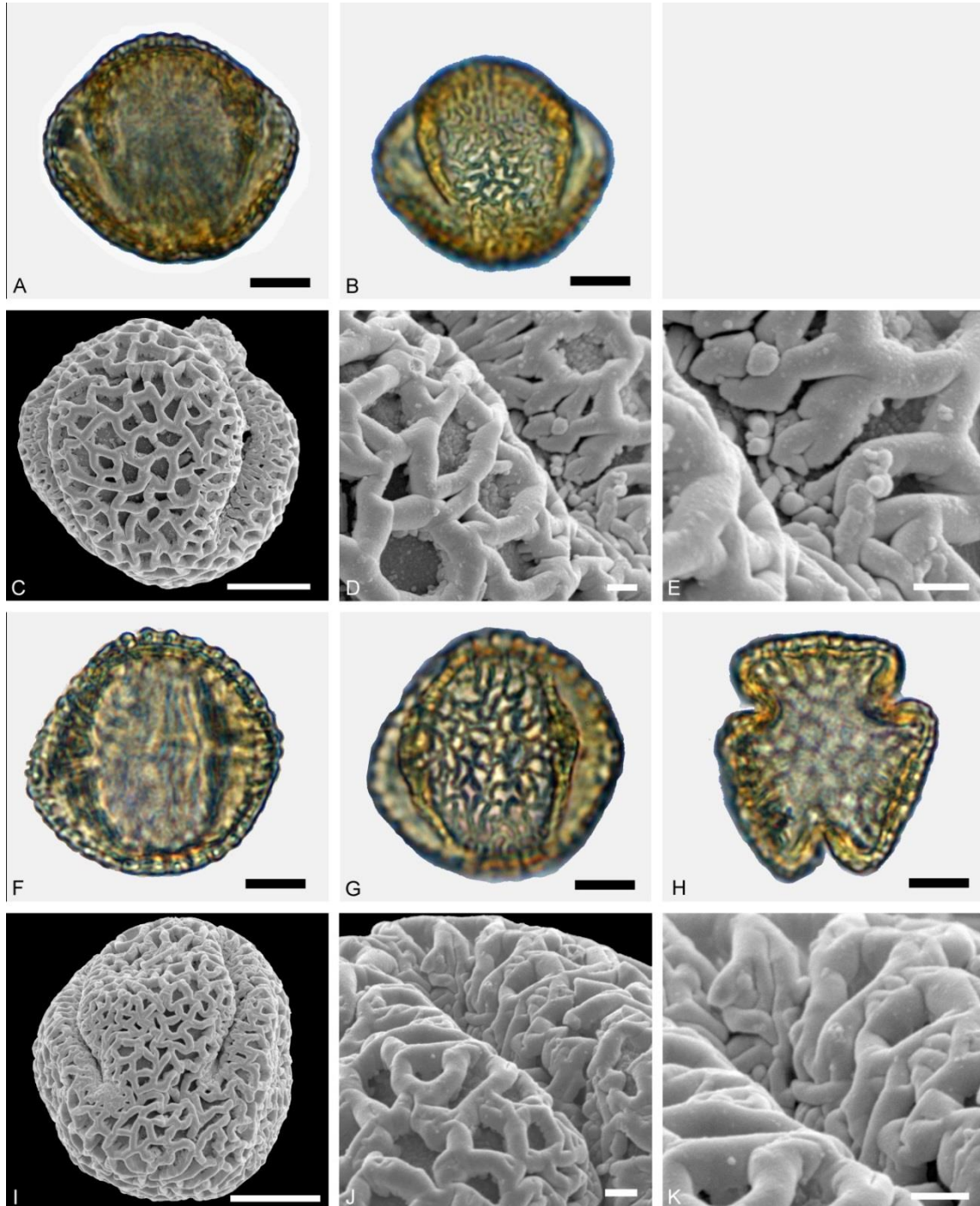
Abbildung H: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung I: : REM, x2.500, Maßstab 10µm

Abbildung J: REM, 8.000, Maßstab 1µm

Abbildung K: REM, 15.000, Maßstab 1µm

Tafel 18



Tafel 19

Cornaceae

Abbildungen A-E: *Alangiopollis eocaenicus*

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung C: REM, x2.500, Maßstab 10µm

Abbildung D: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung E: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Abbildungen F-J: *Alangiopollis eocaenicus*

Abbildung F: LM, x60, Maßstab 10µm

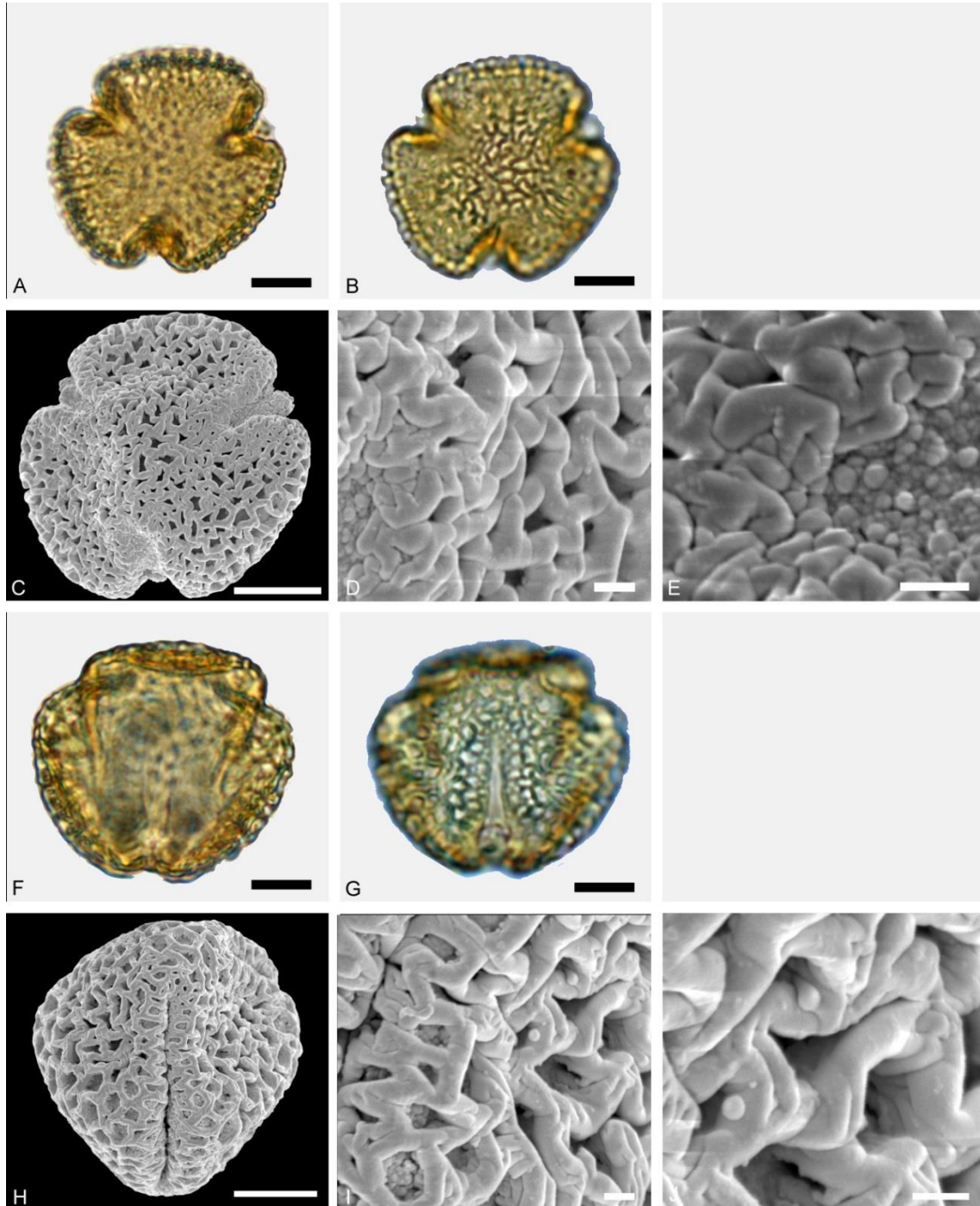
Abbildung G: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung H: REM, x2.200, Maßstab 10µm

Abbildung I: : REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung J: REM, 15.000, Maßstab 1µm

Tafel 19



Tafel 20

Cornaceae

Abbildungen A-F: ***Alangiopollis eocaenicus***

Abbildung A: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung B: LM, x60, Maßstab 10µm

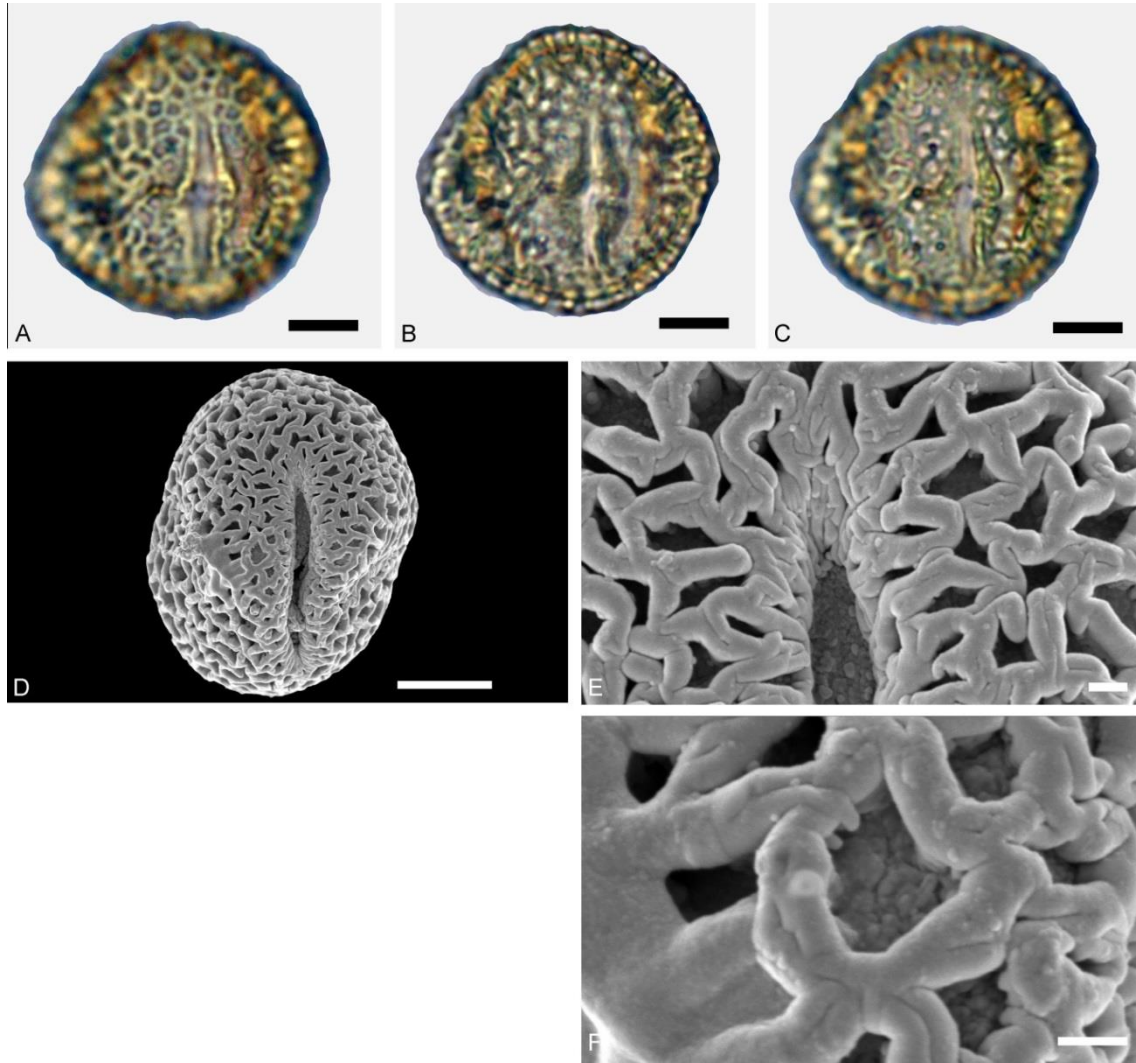
Abbildung C: LM, x60, Maßstab 10µm

Abbildung D: REM, x2.200, Maßstab 10µm

Abbildung E: REM, x8.000, Maßstab 1µm

Abbildung F: REM, x15.000, Maßstab 1µm

Tafel 20



Lebenslauf

Persönliche Daten

Christian Haring

geboren am 11.02.1987 in Eisenstadt

Studium und Ausbildung

09/1993–07/1997 Volksschule Schattendorf, Burgenland

09/1997–07/2001 Bundesgymnasium Mattersburg, Burgenland

09/2001–06/2006 Bundeshandelsakademie Mattersburg, Burgenland

10/2007–04/2009 Hauptuniversität Wien, Bachelorstudium Biologie

03/2009–01/2015 Hauptuniversität Wien, Lehramtsstudium

UF Biologie und Umweltkunde, UF Geschichte, Sozialkunde, Politische Bildung

Zusätzliches

07/2006–01/2007 Grundwehrdienst

01/2007–09/2007 Bankangestellter bei Commerzialbank Mattersburg im
Burgenland AG