

|                           |    |          |                |            |
|---------------------------|----|----------|----------------|------------|
| Mainzer naturwiss. Archiv | 57 | S. 25–52 | 4 Taf., 3 Tab. | Mainz 2020 |
|---------------------------|----|----------|----------------|------------|

**Pigmentierungen und elementare Schalenmuster  
bei der Familie Cyrenidae GRAY, 1840 (Mollusca, Bivalvia)  
mit Anmerkungen zur „gelben Fluoreszenz“ bei fossilen Mollusken**

MATTHIAS C. GRIMM

### Kurzfassung

Eine Untersuchung der Familie Cyrenidae GRAY, 1840 ergab, dass elementare radialstrahlige Muster wahrscheinlich bei allen Arten dieser Familie auftreten können, wenn die entsprechenden Milieuvhältnisse vorhanden sind. Derzeit sind solche Muster bei nahezu 60 % der bekannten rezenten Arten nachweisbar. Beobachtungen an Pigmentierungen von 25 rezenten Arten aus Amerika, Europa, Afrika, Asien und Australien sowie von 11 fossilen Arten aus dem Tertiär des Pariser Beckens, des Aquitaine-Beckens, des London-Beckens und des Mainzer Beckens lassen den Rückschluss zu, dass die Pigmentierungen wahrscheinlich auf den Einbau von Carotinoiden zurückzuführen sind. Radiale Pigmentierungen sind häufig bei Individuen aus Mangroven, tropischen Lagunen und Ästuaren, dagegen selten bei Individuen aus Flüssen und Seen gemäßigter Klimate. Die Ausbildung der radialen Pigmentierung verändert sich mit zunehmender Pigmentdichte der Schale und lässt sich wahrscheinlich mit dem Angebot an Carotinoiden in der Nahrung korrelieren. Einzelne Biliproteinpigmentierungen werden durch externe Kontaminationen verursacht.

Die an fossilen Cyrenidae beobachteten elementaren UV-Fluoreszenzmuster (die „gelbe Fluoreszenz“ bei fossilen Muscheln) geht wahrscheinlich auf Carotinoid-Abbauprodukte zurück, die weitgehend unter reduzierenden Sauerstoffverhältnissen gebildet wurden.

### Abstract

**Pigmentation and elementary shell patterns  
in the family Cyrenidae GRAY, 1840 (Mollusca, Bivalvia)  
with comments on the “yellow fluorescence” in fossil molluscs**

Observations of pigmentation on 25 recent species of the family Cyrenidae GRAY, 1840 from America, Europe, Africa, Asia and Australia as well as on 11 fossil Tertiary species from the Paris, Aquitaine, London and Mainz Basins showed, that elementary radial pigmentation patterns can probably occur in all species of this family under appropriate environmental conditions. Such pigmentation patterns are currently detectable in almost 60 % of the known recent Cyrenidae species. The investigations allow the conclusion that the Cyrenidae shell pigments are probably carotenoids. Radial shell pigmentations are common on shells from mangroves, tropical lagoons and estuaries but rare on shells from temperate limno-fluvial environments. The formation of the radial pigmentation changes with increasing pigment density of the shell and can probably be correlated with the supply of carotenoids in the diet. Individual biliprotein pigmentations are produced by external contaminations.

The residual elementary UV fluorescence patterns observed on fossil Cyrenidae (the so called “yellow fluorescence” on fossil shells) is probably due to carotenoid degeneration products, mainly formed under reduced oxygen conditions.

### Key words

Cyrenidae, Tertiary, recent, elementary pigmentation, carotenoids, biliproteins, yellow UV fluorescence, reduced oxygen conditions

## 1. Einleitung

Die Cyrenidae GRAY, 1840 [Synonym: Corbiculidae GRAY, 1847] stellen eine überwiegend känozoische Muschelgruppe mit ca. 300 morphologisch oft schwer zu unterscheidenden Arten dar, die in fluviatilen und limnisch-brackischen bis randmarinen Milieus leben und weltweit im tropischen bis gemäßigten Klimabereich in Mangroven, Lagunen, Deltas, Ästuaren, Seen und Flüssen zu finden sind. Viele der Arten, insbesondere der Gattung *Corbicula* MEGERLE VON MÜHLFELD, 1811, sind relativ robust gegenüber Umweltverschmutzungen, tolerieren unterschiedliche Salzgehalte, Schwermetallgehalte und organische Chemikalienbelastungen und dringen auch in Bewässerungsanlagen, Abwasserkanäle sowie Kühlwasserabläufe von Kraftwerken und Industrieanlagen vor.

Die Färbung (Pigmentierung) der Cyrenidae ist meist unscheinbar. Auf der Schalenaußenseite wird die Schale von einem Periostracum bedeckt, das gegebenenfalls vorhandene Pigmente überdeckt oder abschwächt, die Innenseiten können farblos (weiß), gelblich-rosa-braun oder bläulich bis tiefviolett gefärbt sein. Wie bei vielen anderen Heterodonten, gibt es auch bei den Cyrenidae Arten, die eine radiale Farbstreifung aufweisen. Derartige Muster wurden aber bisher nur selten beachtet. Im fossilen Befund sind solche Muster bisher für *Polymesoda subarata subarata* (SCHLOTHEIM, 1820) und *Falsocorbicula faujasi* (DESHAYES, 1830) bekannt (HÖLZL 1957, NEUFER 1971, 1972, NUNGESSER 2016, HARZHAUSER et al. 2016). Eine systematische Bearbeitung erfolgte bisher nicht.

MEINHARD (1995) unterscheidet bei Mollusken elementare und komplexe Musterbildungen. Die elementaren Musterbildungen bestehen aus Streifen oder Linien, die senkrecht, schräg (z. T. unterbrochen oder mit Verzweigungen) oder parallel zur Wachstumsrichtung verlaufen. Bei den elementaren Musterbildungen kann man weiter in zeitlich stabile und zeitlich nicht stabile (oszillierende) Muster unterteilen. Radialstreifige Pigmentmuster sind nach MEINHARD (1995) demnach stabile elementare Muster, konzentrische Streifen da-

gegen oszillierende elementare Musterbildungen. Im weiteren Sinne sind auch gleichmäßige Pigmentierungen stabile elementare Bildungen, die jedoch nicht zu Mustern führen. Über die genetische Fixierung der radialen Musterbildungen bei Muscheln gibt es unterschiedliche Ansichten. Das Auftreten von z. T. arttypischen Pigmenten bei Mollusken macht eine genetische Fixierung jedoch wahrscheinlich (WILLIAMS 2017).

Von den arttypischen Musterbildungen zu unterscheiden sind meist unscharfe konzentrische Pigmentierungen, die bei nahezu allen Bivalven auftreten, deren Wachstum saisonalen Schwankungen unterliegt. Solche konzentrischen Anwachsringe entstehen v. a. bei neritischen Arten und in Klimabereichen mit jahreszeitlichen Schwankungen durch eine wechselnde Pigmentdichte aufgrund milieugesteuerter Veränderungen der Dichte der Anwachslineien (LUTZ & RHOADS 1980). Es handelt sich dabei nicht um Muster im eigentlichen Sinne. Dennoch führen diese Schwankungen dazu, dass Molluskenschalen häufig nicht völlig gleichmäßig pigmentiert sind.

FOX (1966), NEEDHAM (1974), KENNEDY (1979), TICHY (1980), WILLIAMS (2017) und viele andere unterscheiden bei den Biochromen (= biogene Farbpigmente) Polyene (hauptsächlich Carotinoide), Tetrapyrrole (Porphyrine und Bilichrome), Indole und deren Copolymere (Indigoide und Melanine), sowie sonstige Pigmente. Zu letzteren gehören die mit den Melaninen verwandten Ommine und Ommatine sowie an Conchin gebundene Aminosäurepigmente unbekannter Zusammensetzung (Sclerotine). Nach KOMURA et al. (2018) können in der gleichen Schale unterschiedliche Pigmenttypen nebeneinander auftreten. Im Folgenden wird nur auf die wichtigsten Pigmentgruppen eingegangen.

Die häufigsten Biochrome bei Mollusken stellt die Gruppe der Polyene. Die größte Gruppe der zu den Polyenen gehörenden Verbindungen bilden wiederum die Carotinoide mit aktuell ca. 850 bekannten natürlichen Verbindungen (MAOKA 2019). Protisten, Pilze und Pflanzen (insbesondere Algen) bilden Carotinoide, Mollusken (wie auch alle anderen Tiere) dagegen nicht. Sie nehmen diese

**Tabelle 1:** UVB-Fluoreszenz von Biochromen bei Mollusken (Auswahl) nach FOX (1966), WOLF & STEVENS (1967), NEEDHAM (1974), KRUEGER (1974), GLAZER (1994), SMITH (1995), PEARLSTEIN et al. 2014, WILLIAMS (2017)

| Biochrom                                                                                         | Farbe                                                                                                                            | Fluoreszenz                                                                           | Wellenlänge                                      |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|---------------------------------------------------------------------------------------|--------------------------------------------------|
| Carotinoide:<br>Carotine<br>Xanthophylle<br>Carotinoid-Protein-Komplexe<br>Carotinoid-Metabolite | rötlich bis orange<br>gelblich bis braun<br>alle Farben<br>k.A.                                                                  | ultraviolett<br>ultraviolett bis blau<br>blau bis grünblau<br>gelblich bis gelborange | 300-380 nm<br>300-400 nm<br>420-470 nm<br>k.A.   |
| Tetrapyrrole:<br>Porphyrine<br>Bilichrome<br>Porphyrin-Protein-Komplexe<br>Phycobiliproteine     | rot, gelb, grün, violett<br>blau, violett, rötlich, grün, gelb<br>rot, gelb, grün, violett<br>blau, violett, rötlich, grün, gelb | purpur, tiefrot bis hellrot<br>keine<br>keine<br>gelbgrün bis tiefrot                 | 600-730 nm<br>--<br>--<br>550-600 nm, 650-700 nm |
| Melanine:<br>Eumelanin<br>Phäomelanin                                                            | schwarz bis braun<br>gelblich bis rötlich                                                                                        | keine<br>fahlgelb bis orange                                                          | --<br>k.A.                                       |

k.A. = keine Angaben (keine Daten verfügbar)

über die Nahrung auf und verändern dann deren Struktur zu körpereigenen Carotinoid-metaboliten oder in Kombination mit körpereigenen Proteinen zu Carotinoidproteinen (WILLIAMS 2017). Nahrungs-Carotinoide sind rötliche bis gelbliche und braune Pigmente. Die über den Stoffwechsel der Mollusken modifizierten Carotenoid-Proteine können dagegen auch blau oder violett sein. Carotinoide wurden in den Körperflüssigkeiten und Weichteilen von vielen auch brackischen und limnischen Mollusken nachgewiesen und treten auch bei *Corbicula* auf (FOX 1966, TICHY 1980, MATSUNO 1985, KANTHA 1989, MAOKA et al. 2005a, b, BARNARD & DE WAAL 2006, SUMAMPOUW et al. 2018, PONDER et al. 2019). Sie dienen zum Schutz vor UV-Strahlung, reaktivem Sauerstoff und freien Radikalen und führen wahrscheinlich zu einer erhöhten Resistenz gegenüber Umweltschadstoffen und physiologischem Stress (HÜHN 1994, MAOKA 2011, 2019, DE CARVALHO & CARAMUJO 2017). Zusammenhänge zwischen dem Carotinoid-Gehalt der Weichteile und der Intension von Schalenpigmenten sind bekannt (ZHENG et al. 2010, ZHANG et al. 2019). Allerdings lassen sich Polyene analytisch in der Schalensubstanz nur schwer nachweisen, weshalb es dazu erst wenig Untersuchungen gibt (HEEDEGARD et al. 2006, WILLIAMS 2017).

Tetrapyrrole treten als cyclische (Porphyrine) oder als lineare Strukturen (Biline bzw. Bilichrome) auf. Porphyrine bilden bei zahlreichen Molluskenarten die Blutfarbstoffe

(Myoglobin und Helicorubin), verursachen die Färbung von Weichteilen und treten als Schalenpigmente auch bei fossilen Mollusken auf. Sie sind jedoch bis auf einige Neritidae nur in den Schalen von marinen Mollusken nachgewiesen worden (COMFORT 1951, TIXIER 1952, KENNEDY 1979, WILLIAMS 2017). Die linearen Bilichrome treten ebenfalls als Schalenpigmente auf und bilden blaue, violette und rötliche Farbtöne. Sie sind insgesamt seltener als Porphyrine und wurden bisher nur bei Arten der Haliotidae, Trochidae und Turbinidae gefunden (COMFORT 1951, TIXIER 1952, FOX 1953, 1966, TICHY 1980). Wie Carotinoide werden auch Tetrapyrrole in großer Menge mit der Nahrung aufgenommen. Eine Beeinflussung der Färbung von Gastropodenschalen durch Nahrungs-Phycobiline ist bekannt (LEIGHTON 1961, FOX 1976, LIU et al. 2009, weitere in WILLIAMS 2017).

Melanine sind Copolymere mit heterozyklischen Indol-Untereinheiten, die hauptsächlich schwarze bis braune (Eumelanin) und gelblich-rötliche (Phäomelanin) Farbpigmente bilden. Sie treten in den Weichteilen, im Periostracum und Ligament von Mollusken sowie in der Tinte von Tintenfischen auf und sind als Schalenpigmente bei *Nautilus*, bei heliciden und bulimuliden Landschnecken, einigen Trochiden, bei *Littorina*, bei Lymnaeen und *Mytilus* sowie in der Tinte von *Sepia* nachgewiesen (COMFORT 1951, FOX 1966, KENNEDY 1979, TICHY 1980, AFFENZELER et al. 2019).

**Tabelle 2:** Zur Untersuchung von UV-Farbmustern ausgewähltes Material (JGU GW = Johannes Gutenberg-Universität, geowissenschaftliche Sammlungen).

| Idf. Nr. | Art                                                                    | Herkunft                                                                                              | Stratigraphie                                                        | Milieu                                                     | Sammlung                    |
|----------|------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------------------------------------------|----------------------------------------------------------------------|------------------------------------------------------------|-----------------------------|
| 01       | <i>Batissa compressa</i> PRIME, 1860                                   | Batang Rajang, Nähe Sibü, Hulu Rajang, Sarawak, Borneo, Malaysia                                      | rezent                                                               | brackisches Flusdelta, Fluss mit hoher Schlammfracht       | M. Grimm R2020/236          |
| 02       | <i>Batissa corbiculoides</i> DESHAYES, 1854                            | Ramu-River, Bunapas, Madang, Papua-Neuguinea                                                          | rezent                                                               | mäandrierender Fluss mit hohem Ni-Co-Laterit-Schlammgehalt | M. Grimm R2020/190          |
| 03       | <i>Batissa violacea</i> (LAMARCK, 1818)                                | Buenavista, Bohol, Philippinen                                                                        | rezent                                                               | Intertidal, Mangrovenküste mit Flussmündungen              | M. Grimm R2020/189          |
| 04       | <i>Batissa violacea</i> (LAMARCK, 1818)                                | Malitbog, Leyte, Philippinen                                                                          | rezent                                                               | Küstenfluss mit Eintrag von Reisfeldern                    | M. Grimm R2020/213          |
| 05       | <i>Corbicula (Corbicula) fluminalis</i> (O. F. MÜLLER, 1774)           | Elbe, Fähranlegestelle Darchau, Amt Neuhaus, Niedersachsen, Deutschland                               | rezent                                                               | limnisch-fluviatil, schlammiger Sand                       | M. Grimm R2020/68           |
| 06       | <i>Corbicula (Corbicula) fluminalis albertiana</i> MANDAHLE-BARTH 1954 | Lake Edward, Rwenshama Landing Site, Uganda                                                           | rezent                                                               | limnisch, Sand-Schlammgrund                                | M. Grimm R2020/207          |
| 07       | <i>Corbicula (Corbicula) fluminea</i> (O. F. MÜLLER, 1774)             | Loire, Kiesbank nördl. Straßenbrücke Montjean-sur-Loire, Maine et Loire, Pays de la Loire, Frankreich | rezent                                                               | limnisch, anaerob, schlammiger Kiessand                    | M. Grimm R2020/212          |
| 08       | <i>Corbicula (Corbicula) fluminea</i> (O. F. MÜLLER, 1774)             | Rhein, Rettbergsau, Wiesbaden-Schierstein, Hessen, Deutschland                                        | rezent                                                               | limnisch-fluviatil, schlammiger Sand in kleiner Bucht      | M. Grimm R2020/51           |
| 09       | <i>Corbicula (Corbicula) fluminea insularis</i> PRIME, 1867            | Hinuma-See, Ibaraki, Hondu, Japan                                                                     | rezent                                                               | brackisch, Flachwasser                                     | M. Grimm R2020/204          |
| 10       | <i>Corbicula (Corbicula) gravii</i> (DESHAYES, 1825)                   | Butte des usages, Cuise-la-Motte, Oisne, Picardie, Haute de France, Frankreich                        | Tertiär, Eozän, Oberes Ypresium (= Cuisien), Sable de Cuise-la-Motte | Feinsand mit Schillen und überwiegend mariner Fauna        | Samml. Rey JGU GW PWL2020/1 |
| 11       | <i>Corbicula (Corbicula) gustaviana</i> MARTENS, 1900                  | Yang-Fluss (Mae Nam Yang), Saerabhum-District, Roi Et, Thailand                                       | rezent                                                               | Fluss, Schlammgrund, hoher Eintrag aus Landwirtschaft      | M. Grimm R2020/209          |

| Idf. Nr. | Art                                                                                   | Herkunft                                                                               | Stratigraphie                                                                                | Milieu                                                                                    | Sammlung                       |
|----------|---------------------------------------------------------------------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------------------------------|--------------------------------|
| 12       | <i>Corbicula</i><br>( <i>Corbicula</i> )<br><i>gustaviana</i><br>MARTENS, 1900        | Khemarat<br>District-Reservoir,<br>Ubon Ratchanathi,<br>Thailand                       | rezent                                                                                       | limnisch, stark<br>verlandeter<br>künstlicher See /<br>Sumpf                              | M. Grimm<br>R2020/208          |
| 13       | <i>Corbicula</i><br>( <i>Corbicula</i> )<br><i>japonica</i><br>PRIME, 1864            | Nemura,<br>Hokkaido, Japan                                                             | rezent                                                                                       | limnisch-<br>brackisch,<br>schlammige<br>Sande                                            | M. Grimm<br>R2020/197          |
| 14       | <i>Corbicula</i><br>( <i>Corbicula</i> )<br><i>javanica</i><br>(MOUSSON, 1849)        | Zoofachhandel                                                                          | rezent                                                                                       | limnisch<br>(Aquarium)                                                                    | M. Grimm<br>R2020/188          |
| 15       | <i>Corbicula</i><br>( <i>Corbicula</i> )<br><i>largillierti</i><br>(PHILIPPI, 1844)   | Barra dos<br>Quirinos, Terra de<br>Areia, Rio Grande<br>do Sul, Brasilien              | rezent                                                                                       | Verbindungsfluss<br>zwischen zwei<br>brackischen<br>Küstenlagunen,<br>schlammiger<br>Sand | M. Grimm<br>R2020/202          |
| 16       | <i>Corbicula</i><br>( <i>Corbicula</i> )<br><i>largillierti</i><br>(PHILIPPI, 1844)   | Dian Chi,<br>Kunming,<br>Yunnan, China                                                 | rezent                                                                                       | Flachwassersee<br>mit hohem<br>Chlorophyll- und<br>niedrigem O <sub>2</sub> -<br>Gehalt   | M. Grimm<br>R2020/219          |
| 17       | <i>Corbicula</i><br>( <i>Corbicula</i> )<br><i>lamarckiana</i><br>PRIME, 1864         | Dian Chi,<br>Kunming,<br>Yunnan, China                                                 | rezent                                                                                       | Flachwassersee<br>mit hohem<br>Chlorophyll- und<br>niedrigem O <sub>2</sub> -<br>Gehalt   | M. Grimm<br>R2020/218          |
| 18       | <i>Corbicula</i><br>( <i>Corbicula</i> )<br><i>leana</i> PRIME,<br>1864               | Gardasee,<br>Sirmione,<br>Lombardei, Italien                                           | rezent                                                                                       | limnisch, ca.<br>1m Tiefe,<br>schlammiger<br>Sand                                         | M. Grimm<br>R2020/59           |
| 19       | <i>Corbicula</i><br>( <i>Corbicula</i> )<br><i>manilensis</i><br>(PHILIPPI, 1844)     | Mainit Lake,<br>Mainit, Surigao<br>del Norte,<br>Mindanao,<br>Philippinen              | rezent                                                                                       | limnisch,<br>1-3 m Tiefe,<br>Küstennähe vor<br>Reisanbauflächen                           | M. Grimm<br>R2020/194          |
| 20       | <i>Corbicula</i><br>( <i>Corbicula</i> )<br><i>moreletiana</i><br>PRIME, 1867         | Mekong,<br>Phnom Penh,<br>Kambodscha                                                   | rezent                                                                                       | Fluss mit hohem<br>Verschmutzungs-<br>grad,<br>Schlammgrund                               | M Grimm<br>R2020/217           |
| 21       | <i>Corbicula</i><br>( <i>Corbiculina</i> )<br><i>australis</i><br>(DESHAYES, 1830)    | Hunter River,<br>unter der Brücke<br>bei Luskintyre,<br>New South Wales,<br>Australien | rezent                                                                                       | mäandrierender<br>Fluss mit<br>wechselter<br>Wasserführung                                | M. Grimm<br>R2020/193          |
| 22       | <i>Corbicula</i><br>( <i>Loxoptychodon</i> )<br><i>antiqua</i><br>FÉRUSSAC, 1822      | Cuise-la-Motte,<br>Oisne, Picardie,<br>Haute de France,<br>Frankreich                  | Tertiär, Eozän,<br>Ypresium, Sable<br>de Pourcy                                              | lagunär, brackisch                                                                        | Samml. Rey JGU<br>GW PWL2020/2 |
| 23       | <i>Corbicula</i><br>( <i>Loxoptychodon</i> )<br><i>cuneiformis</i><br>(SOWERBY, 1817) | Fôrets de<br>Compiègne,<br>Oisne, Haute-<br>de-France,<br>Frankreich                   | Tertiär, Eozän,<br>Ypresium, Argiles<br>et lignites de<br>Soissonnais,<br>Argilles supérieur | Mangrove-Ästuar,<br>brackisch                                                             | M. Grimm<br>F2020/24           |

| Idf. Nr. | Art                                                                                   | Herkunft                                                                            | Stratigraphie                                                                                                         | Milieu                                                                                       | Sammlung                       |
|----------|---------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------------------------|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------|--------------------------------|
| 24       | <i>Corbicula</i><br>( <i>Loxoptychodon</i> )<br><i>cuneiformis</i><br>(SOWERBY, 1817) | England, Kent                                                                       | Tertiär, Eozän,<br>Ypresium,<br>Woolwich beds                                                                         | brackisch                                                                                    | M. Grimm<br>F2020/27           |
| 25       | <i>Cyanocyclus</i><br><i>limosa</i> (MATON,<br>1811)                                  | Canoa, Manabi,<br>Ecuador                                                           | rezent                                                                                                                | marin, Flach-<br>wasser, Feinsand,<br>Gezeitenküste mit<br>Flussmündungen                    | M. Grimm<br>R2020/201          |
| 26       | <i>Cyrenobatisa</i><br><i>similis</i> (WOOD,<br>1828)                                 | Xiamen, Fujian,<br>China                                                            | rezent                                                                                                                | Ästuar                                                                                       | M. Grimm<br>R2020/216          |
| 27       | <i>Falsocorbicula</i><br><i>faujasi</i><br>(DESHAYES, 1830)                           | Wißberg, Gau-<br>Bickelheim,<br>Rheinland-Pfalz,<br>Deutschland                     | Tertiär, Miozän,<br>Aquitanium,<br>Mainz-Gruppe,<br>Oberrad-For-<br>mation, Untere<br><i>Falsocorbicula</i> -<br>Bank | brackisch                                                                                    | M. Grimm<br>F2020/12           |
| 28       | <i>Falsocorbicula</i><br><i>faujasi</i><br>(DESHAYES, 1830)                           | westl. Wolfsheim,<br>Rheinland-Pfalz,<br>Deutschland                                | Tertiär, Miozän,<br>Aquitanium,<br>Mainz-Gruppe,<br>Oberrad-For-<br>mation, Untere<br><i>Falsocorbicula</i> -<br>Bank | brackisch                                                                                    | M. Grimm<br>F2020/19           |
| 29       | <i>Falsocorbicula</i><br><i>faujasi</i><br>(DESHAYES, 1830)                           | Steinbruch<br>Am Zollstock,<br>Rüssingen,<br>Rheinland-Pfalz,<br>Deutschland        | Tertiär, Miozän,<br>Aquitanium,<br>Mainz-Gruppe,<br>Rüssingen-<br>Formation, Obere<br><i>Falsocorbicula</i> -<br>Bank | brackisch                                                                                    | M. Grimm<br>F2020/26           |
| 30       | <i>Falsocorbicula</i><br><i>faujasi</i><br>(DESHAYES, 1830)                           | Baugrube<br>Mainz-Zahlbach,<br>Rheinland-Pfalz,<br>Deutschland                      | Tertiär, Miozän,<br>Aquitanium,<br>Mainz-Gruppe,<br>Rüssingen-<br>Formation, Obere<br><i>Falsocorbicula</i> -<br>Bank | brackisch                                                                                    | M. Grimm<br>F1994/4            |
| 31       | <i>Geloina coaxans</i><br>(GMELIN, 1791)                                              | Looc-Norte,<br>Asturias, Cebu,<br>Philippinen                                       | rezent                                                                                                                | Mangrove                                                                                     | M. Grimm<br>R2020/203          |
| 32       | <i>Geloina</i><br><i>compressa</i><br>(DESHAYES &<br>MILNE-EDWARDS,<br>1835)          | Bois Gouët,<br>Nähe Saffré,<br>Loire-Atlantique,<br>Pays de la Loire,<br>Frankreich | Tertiär, Eozän,<br>Bartonium, Sable<br>fossilifères de<br>Bois Gouët                                                  | Küstensand mit<br>Magroven-,<br>Süßwasser-,<br>Brackwasser-<br>und marinen<br>Fauenelementen | Samml. Rey JGU<br>GW PWL2020/3 |
| 33       | <i>Geloina expansa</i><br>(MOUSSON, 1849)                                             | Villa Aurora,<br>Dagohoy, Bohol,<br>Philippinen                                     | rezent                                                                                                                | See neben einem<br>Urwald                                                                    | M. Grimm<br>R2020/206          |
| 34       | <i>Geloina geslini</i><br>(DESHAYES, 1830)                                            | St. Martin d'Oney,<br>Landes, Nouvelle-<br>Aquitaine,<br>Frankreich                 | Tertiär, Miozän,<br>Aquitanium                                                                                        | brackisch                                                                                    | M. Grimm<br>F2020/23           |

| Idf. Nr. | Art                                                          | Herkunft                                                                                   | Stratigraphie                                                                 | Milieu                                                                          | Sammlung                       |
|----------|--------------------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------------------|---------------------------------------------------------------------------------|--------------------------------|
| 35       | <i>Polymesoda amygdalina</i><br>(DESHAYES, 1857)             | Butte des usages,<br>Cuise-la-Motte,<br>Oisne, Picardie,<br>Haute de France,<br>Frankreich | Tertiär, Eozän,<br>Oberes Ypresium<br>(= Cuisien), Sable<br>de Cuise-la-Motte | Feinsand mit<br>Schillen und<br>überwiegend<br>mariner Fauna                    | Samml. Rey JGU<br>GW PWL2020/4 |
| 36       | <i>Polymesoda anomala</i><br>(DESHAYES, 1855)                | Puerto Pizarro,<br>Tumbes, Peru                                                            | rezent                                                                        | Flussdelta mit<br>Mangroven und<br>Aquakulturen,<br>Schlammgrund,<br>intertidal | M. Grimm<br>R2020/221          |
| 37       | <i>Polymesoda caroliniana</i><br>(BOSC, 1801)                | Cape Fear,<br>Wilmington,<br>North Carolina,<br>USA                                        | rezent                                                                        | Salzmarsch                                                                      | M. Grimm<br>R2020/198          |
| 38       | <i>Polymesoda deperditia</i><br>(LAMARCK, 1806)              | Bois de Marines,<br>Marines, Val<br>d'Oise, Île de<br>France, Frankreich                   | Tertiär, Eozän,<br>Bartonium, Sable<br>de Beauchamp                           | marin-brackisch                                                                 | Samml. Rey JGU<br>GW PWL2020/5 |
| 39       | <i>Polymesoda floridana</i><br>(CONRAD, 1846)                | Rotunda,<br>Eaglewood,<br>Florida, USA                                                     | rezent                                                                        | Mangrove,<br>Schlammgrund                                                       | M. Grimm<br>R2020/199          |
| 40       | <i>Polymesoda mexicana</i><br>(BRODERIP &<br>SOWERBY, 1829)  | Caminehez-<br>Ästuar, Nayarit,<br>Mexico, Pazifik                                          | rezent                                                                        | Marin-brackisch,<br>Ästuar                                                      | M. Grimm<br>R2020/195          |
| 41       | <i>Polymesoda notabilis</i><br>(DESHAYES, 1855)              | Isla Gobernadoro,<br>Panama, Pazifik                                                       | rezent                                                                        | Mangrove,<br>schlammige<br>Sande                                                | M. Grimm<br>R2020/196          |
| 42       | <i>Polymesoda subarata sowerbii</i><br>(BASTEROT, 1825)      | Léogats, Gironde,<br>Nouvelle-<br>Aquitaine,<br>Frankreich                                 | Tertiär, Miozän,<br>Aquitanium                                                | lagunär                                                                         | M. Grimm<br>F2020/20           |
| 43       | <i>Polymesoda subarata sowerbii</i><br>(BASTEROT, 1825)      | St. Martin d'Oney,<br>Landes, Nouvelle-<br>Aquitaine,<br>Frankreich                        | Tertiär, Miozän,<br>Burdigalium                                               | brackisch                                                                       | M. Grimm<br>F2020/21           |
| 44       | <i>Polymesoda subarata sowerbii</i><br>(BASTEROT, 1825)      | Mérignac, Gironde,<br>Nouvelle-<br>Aquitaine,<br>Frankreich                                | Tertiär, Miozän,<br>Burdigalium                                               | brackisch                                                                       | M. Grimm<br>F2020/22           |
| 45       | <i>Polymesoda subarata subarata</i><br>(SCHLOTHEIM,<br>1820) | Baugrube,<br>Ingelheim,<br>Rheinland-Pfalz,<br>Deutschland                                 | Tertiär, Oligozän,<br>Rupelium,<br>Selztal-Gruppe,<br>Sulzheim-<br>Formation  | brackisch                                                                       | M. Grimm<br>F2019/1            |
| 46       | <i>Polymesoda subarata subarata</i><br>(SCHLOTHEIM,<br>1820) | Alter Sportplatz<br>Klein-<br>Winternheim,<br>Rheinland-Pfalz,<br>Deutschland              | Tertiär, Oligozän,<br>Rupelium,<br>Selztal-Gruppe,<br>Sulzheim-<br>Formation  | brackisch                                                                       | M. Grimm<br>F1994/14           |
| 47       | <i>Polymesoda subarata subarata</i><br>(SCHLOTHEIM,<br>1820) | Pfädberg bei<br>Stadecken-<br>Elsheim,<br>Rheinland-Pfalz,<br>Deutschland                  | Tertiär, Oligozän,<br>Rupelium,<br>Selztal-Gruppe,<br>Sulzheim-<br>Formation  | brackisch                                                                       | M. Grimm<br>F1984/18           |

| Idf. Nr. | Art                                                    | Herkunft                                                                | Stratigraphie                                                                  | Milieu                                                                         | Sammlung                    |
|----------|--------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------|-----------------------------|
| 48       | <i>Polymesoda subarata subarata</i> (SCHLOTHEIM, 1820) | Autobahnbaustelle Sommerberg, Alzey, Rheinland-Pfalz, Deutschland       | Tertiär, Oligozän, Rupelium, Selztal-Gruppe, Sulzheim-Formation, Rossloch-Bank | brackisch-marin                                                                | JGU GW PWL2016/3868         |
| 49       | <i>Polymesoda subincompta</i> (DUFOUR, 1881)           | Bois Gouët, Nähe Saffré, Loire-Atlantique, Pays de la Loire, Frankreich | Tertiär, Eozän, Bartonium, Sable fossilifères de Bois Gouët                    | Küstensand mit Magroven-, Süßwasser-, Brackwasser- und marinen Faunenelementen | Samml. Rey JGU GW PWL2020/6 |

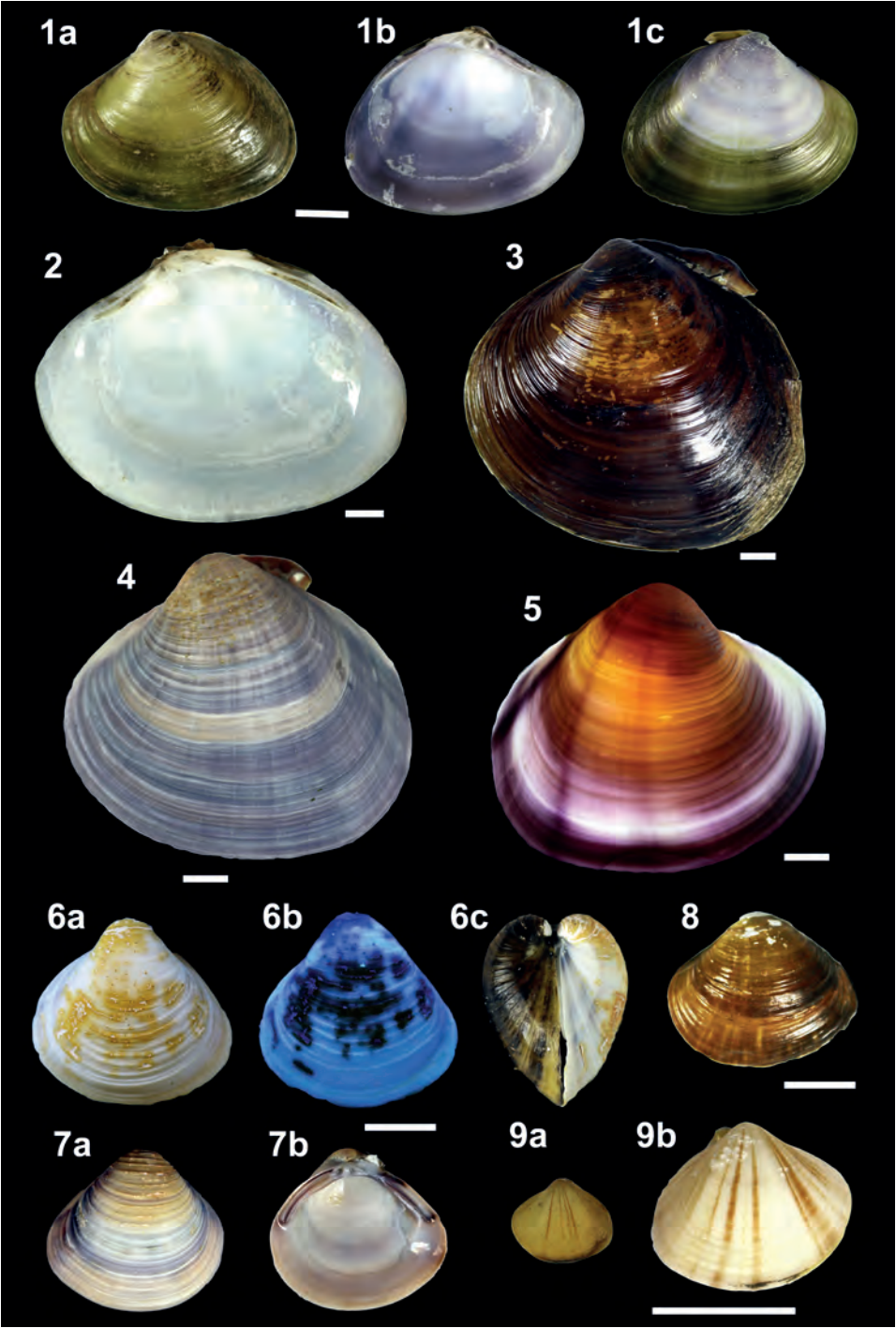
Biochrome sind bei der Fossilisation nur begrenzt erhaltungsfähig. Sie werden insbesondere bei der Rekristallisation von Molluskenschalen, durch mikrobiologischen Abbau der organischen Komponenten und durch Lösung und Ausschwemmung verändert, partiell abgebaut, vollständig zerstört oder ausgewaschen. Farbmuster sind dann nicht mehr erkennbar. So sind die am häufigsten auftretenden Schalenpigmente, die Carotinoide, lichtempfindlich, leicht oxidierbar und nur als proteingebundene Pigmente stabil. Auch Porphyrine verändern sich während der Diagenese. Sie verlieren ihre -COOH-Seitenketten, die Pyrrolringe können zu Benzolringen umgewandelt werden und Chelatkomplexe

verlieren ihre Metallkomponenten oder diese werden durch Nickel oder Vanadium ersetzt (BLUMER 1960, NEEDHAM 1974: 336). Phycobiline und Phycobilinproteine sind leicht waserlöslich (GLAZER 1994) und werden daher rasch ausgeschwemmt. Lediglich die Melanine sind unter Verwitterungseinflüssen weitgehend unlöslich und insbesondere im aeroben Milieu sehr stabil (FOX 1966, TICHY 1980). Unter UV-Bestrahlung können bestimmte Farbmuster an Mollusken wieder sichtbar gemacht werden, sofern diese noch Spuren von Pigmenten oder deren Abbauprodukte enthalten und nicht durch andere Komponenten (z. B. durch Eisenoxide) maskiert werden.

**Tafel 1:**

Alle Maßstabsbalken jeweils 1 cm Länge.

- 1: *Batissa corbiculoides* DESHAYES, 1854, Ramu-River, Bunapas, Madang, Papua-Neuguinea, Samml. M. Grimm R2020/190, violette Pigmentierung. Linke Klappe von außen mit Periostracum (a), linke Klappe von innen (b), zugehörige rechte Klappe von außen nach NaClO-Behandlung (c).
- 2: *Batissa corbiculoides* DESHAYES, 1854, Ramu-River, Bunapas, Madang, Papua-Neuguinea, Samml. M. Grimm R2020/190, weiße Pigmentierung, rechte Klappe von innen.
- 3: *Batissa violacea* (LAMARCK, 1818) mit Periostracum, Samml. M. Grimm R2020/213, linke Klappe von außen, Malitbog, Leyte, Philippinen.
- 4: *Batissa violacea* (LAMARCK, 1818) ohne Periostracum, Samml. M. Grimm R2020/189, linke Klappe von außen, Buenavista, Bohol, Philippinen.
- 5: *Batissa violacea* (LAMARCK, 1818) ohne Periostracum im Durchlicht, Samml. M. Grimm R2020/189, rechte Klappe von außen, Buenavista, Bohol, Philippinen.
- 6: *Corbicula (C.) fluminis* (O. F. MÜLLER, 1774), Elbe, Fähranlegestelle Darchau, Amt Neuhaus, Niedersachsen, Deutschland, Sammlung M. Grimm R2020/68, linke Klappe nach NaClO-Behandlung mit erkennbarer Limonitimpregnierung unter Normallicht (a) und unter UVA (b) sowie Blick auf den Vorderrand, rechte Klappe mit, linke Klappe ohne Periostracum, mit schwach erkennbarer violettgrauer Pigmentierung aus einer Überschneidung der Anwachsstreifen mit initialer radialer Streifung (c).
- 7: *Corbicula (C.) fluminea* (O. F. MÜLLER, 1774), Loire, Kiesbank nördl. Straßenbrücke Montjean-sur-Loire, Maine et Loire, Pays de la Loire, Frankreich, Samml. M. Grimm R2020/212, rechte Klappe nach NaClO-Behandlung von außen (a) und von innen (b).
- 8: *Corbicula (Corbicula) fluminea insularis* PRIME, 1867, Hinuma-See, Ibaraki, Hondu, Japan, Samml. M. Grimm R2020/204, linke Klappe mit von Periostracum überdeckter Radialstrichelung vom Typ II d.
- 9: *Corbicula (Corbicula) manilensis* (PHILIPPI, 1844), Mainit Lake, Mainit, Surigao del Norte, Mindanao, Philippinen, Samml. M. Grimm R2020/194, linke Klappe mit erkennbarer Radialstreifung vom Typ II b unter dünnem Periostracum, gleicher Maßstab wie 6-8 (a), rechte Klappe nach NaClO-Behandlung (b).



Unter UVA sichtbare Farbmuster bei Mollusken sind vereinzelt aus der Trias, dem Oxfordium (Oberjura) und der Oberkreide beschrieben (CAZE et al. 2015 und dort zitierte Arbeiten). Auch im Tertiär wurden bereits an mehreren Molluskenfaunen, insbesondere aus dem Pariser Becken (z. B. MERLE et al. 2008, CAZE et al. 2011a) und für wenige Molluskengruppen auch systematische UV-Untersuchungen von Farbmustern durchgeführt (CAZE et al. 2010, 2011b).

Carotinoide, Porphyrine und Bilichrome absorbieren Teile des Ultraviolett- bis Blaulichtanteils und fluoreszieren unter UV-Bestrahlung (vgl. Tabelle 1). Carotinoide fluoreszieren bei einer Anregung mit UVC-Strahlung im nahen Ultraviolettbereich (unsichtbar) bis Blaulichtbereich (WOLF & STEVENS 1967, PEARLSTEIN et al. 2014). Bei Anwesenheit von Proteinen verschiebt sich die Fluoreszenz jedoch Richtung Grünlichtbereich (SMITH 1995). Die in der Literatur für Carotinoide genannten gelblichen bis orangefarbenen Fluoreszenzen (FOX

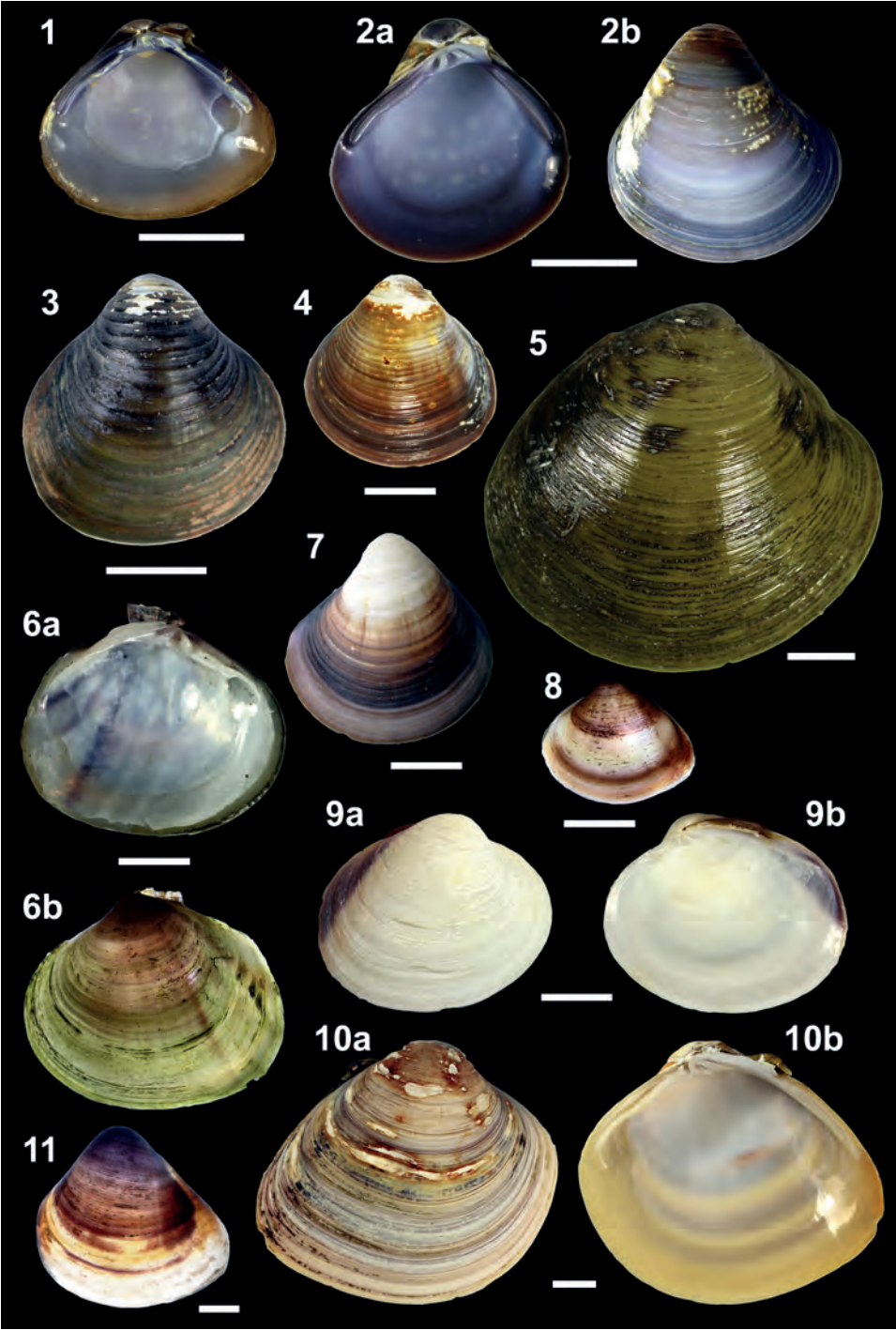
1966, NEEDHAM 1974, CHEN et al. 2017) lassen sich dadurch jedoch nicht erklären. Sie gehen sehr wahrscheinlich auf Metabolite oder Interferenzen mit Fluoreszenzen anderer Biochrome, Eiweiße und Calcit bzw. Aragonit zurück (MALLET 1927, WILLIAMS 2017). Porphyrine und deren Salze fluoreszieren typischerweise purpurn bis rot und rotbraun, Bilichrome nur, wenn sie z. B. mit anderen fotoaktiven Substanzen behandelt werden. Tetrapyrrol-Proteinkomplexe fluoreszieren nicht, Biliproteine dagegen rot (FOX 1966, SCHEER et al. 2015, WILLIAMS et al. 2016, WILLIAMS 2017).

Eumelanin zeigt unter UVA-Bestrahlung keine sichtbare Fluoreszenz, sondern vorhandene Pigmentbestandteile werden dunkel und geben die eingestrahlte Energie als unsichtbare Wärmestrahlung wieder ab (Quenching-Effekt). Dabei können allerdings entfärbte (reduzierte) Melaninbestandteile oxidiert und wieder sichtbar werden (Sofortpigmentierung IPD). Phäomelanin fluoresziert schwach gelblich (NEEDHAM 1974).

## Tafel 2:

Alle Maßstabsbalken jeweils 1 cm Länge.

- 1: *Corbicula (Corbicula) manilensis* (PHILIPPI, 1844), Mainit Lake, Mainit, Surigao del Norte, Mindanao, Philippinen, Samml. M. Grimm R2020/194, rechte Klappe von innen mit violetter, randlich brauner Pigmentierung.
- 2: *Corbicula (Corbicula) gustaviana* MARTENS, 1900, Yang-Fluss (Mae Nam Yang), Saerabhumi-District, Roi Et, Thailand, Samml. M. Grimm R2020/209, rechte Klappe von innen mit tiefblauer Pigmentierung vom Typ Ia (a) und von außen mit undeutlicher Radialstrichelung (Periostracum durch Behandlung mit NaClO entfernt) (b).
- 3: *Corbicula (Corbicula) gustaviana* MARTENS, 1900, Khemarat District-Reservoir, Ubon Ratchanathi, Thailand, Samml. M. Grimm R2020/208, die schwach erkennbare Radialstrichelung ist durch das Periostracum überdeckt.
- 4: *Corbicula (Corbicula) japonica* PRIME, 1864, Nemura, Hokkaido, Japan, Samml. M. Grimm R2020/197, linke Klappe mit erkennbarer Radialstreifung, teilweise überdeckt durch Periostracum.
- 5: *Geloina coaxans* (GMELIN, 1791), Looc-Norte, Asturias, Cebu, Philippinen, Samml. M. Grimm R2020/203, rechte Klappe von außen mit erkennbaren Eiseneinlagerungen im Periostracum entlang der Anwachslinien.
- 6: *Geloina expansa* (MOUSSON, 1849), Villa Aurora, Dagohoy, Bohol, Philippinen, Samml. M. Grimm R2020/206, linke Klappe von innen mit erkennbarer fleckiger Pigmentierung und violetten Radialstreifen (a) und von außen im Durchlicht (grünlicher Farbton wird durch das Periostracum verursacht) mit deutlich erkennbarer radialer Farbstreifung vom Typ IIc (b).
- 7: *Corbicula (Corbicula) moreletiana* PRIME, 1867, Mekong, Phnom Penh, Kambodscha, Samml. M. Grimm R2020/217, linke Klappe mit deutlich erkennbaren rotbraunen radialen Farblinien vom Typ IIc in Vergitterung mit schmalen rotbraunen bis violetten konzentrischen Anwachsstreifen und breitem violettem konzentrischem Farbband (Periostracum durch Behandlung mit NaClO entfernt).
- 8: *Polymesoda floridana* (CONRAD, 1846), Rotunda, Eaglewood, Florida, USA, Samml. M. Grimm R2020/199, linke Klappe mit weinroter konzentrischer Anwachsstreifung im Durchlicht.
- 9: *Polymesoda notabilis* (DESHAYES, 1855), Isla Gobernadoro, Panama, Pazifik, Samml. M. Grimm R2020/196, rechte Klappe mit streifenförmiger weinroter Verfärbung hinten, Blick von außen (a) und auf die Innenseite (b).
- 10: *Cyrenobatisa similis* (WOOD, 1818), Ästuar bei Xiamen, Fujian, China, Samml. M. Grimm R2020/216, rechte Klappe mit Limonitflecken und deutlicher konzentrischer Anwachsstreifung von außen (a) und von innen (b). (a) mit undeutlichen, kaum erkennbaren Radialstrichelung im juvenilen Schalenteil, (b) mit brauner Grundpigmentierung und von außen durchscheinenden konzentrischen Streifen.
- 11: *Polymesoda anomala* (DESHAYES, 1855), Mangovendelta bei Puerto Pizarro, Tumbes, Peru, Samml. M. Grimm R2020/221, linke Klappe von außen im Durchlicht. Im juvenilen Teil violette bis adult gelbliche Grundfärbung mit schwach erkennbarer radialer Farbstreifung und konzentrischer Bänderung.



Durch Oxidation der organischen Substanzen in einer wässrigen Natriumhypochlorit-Lösung bei Anwesenheit von Calciumcarbonat (Muschelschale) kann eine Chemilumineszenz erzeugt werden, die bei Bestrahlung mit UVA-Licht zu einer deutlichen Verstärkung der Fluoreszenz im sichtbaren Spektrum führt (MALLET 1927, KRUEGER 1974).

## 2. Material und Methodik

Für die vorliegenden Untersuchungen standen 25 rezente und 11 fossile Cyrenidae mit insgesamt über 250 Individuen zu Verfügung. Sie gehören zu 49 Serien und sind in der eigenen Sammlung und der geowissenschaftlichen Sammlung der Johannes-Gutenberg-Universität Mainz hinterlegt (vgl. Tab. 2). Die rezenten europäischen Arten wurden selbst gesammelt, die afrikanischen, amerikanischen, asiatischen und australischen über vier Fachhändler erworben. Von den 29 untersuchten rezenten Serien stammen 9 aus brackischen Mangroven, Deltas oder Ästuaren, 5 aus Lagu-

nen, brackischen Küstenseen oder Salzmarshen, 7 aus Flüssen und 6 aus Süßwasserseen oder Wasserreservoiraren. Eine Art stammt aus dem Flachwasser einer Gezeitenküste mit möglichem Süßwassereinfluss aus Flussmündungen, eine aus einer Aquakultur (Zoofachhandel).

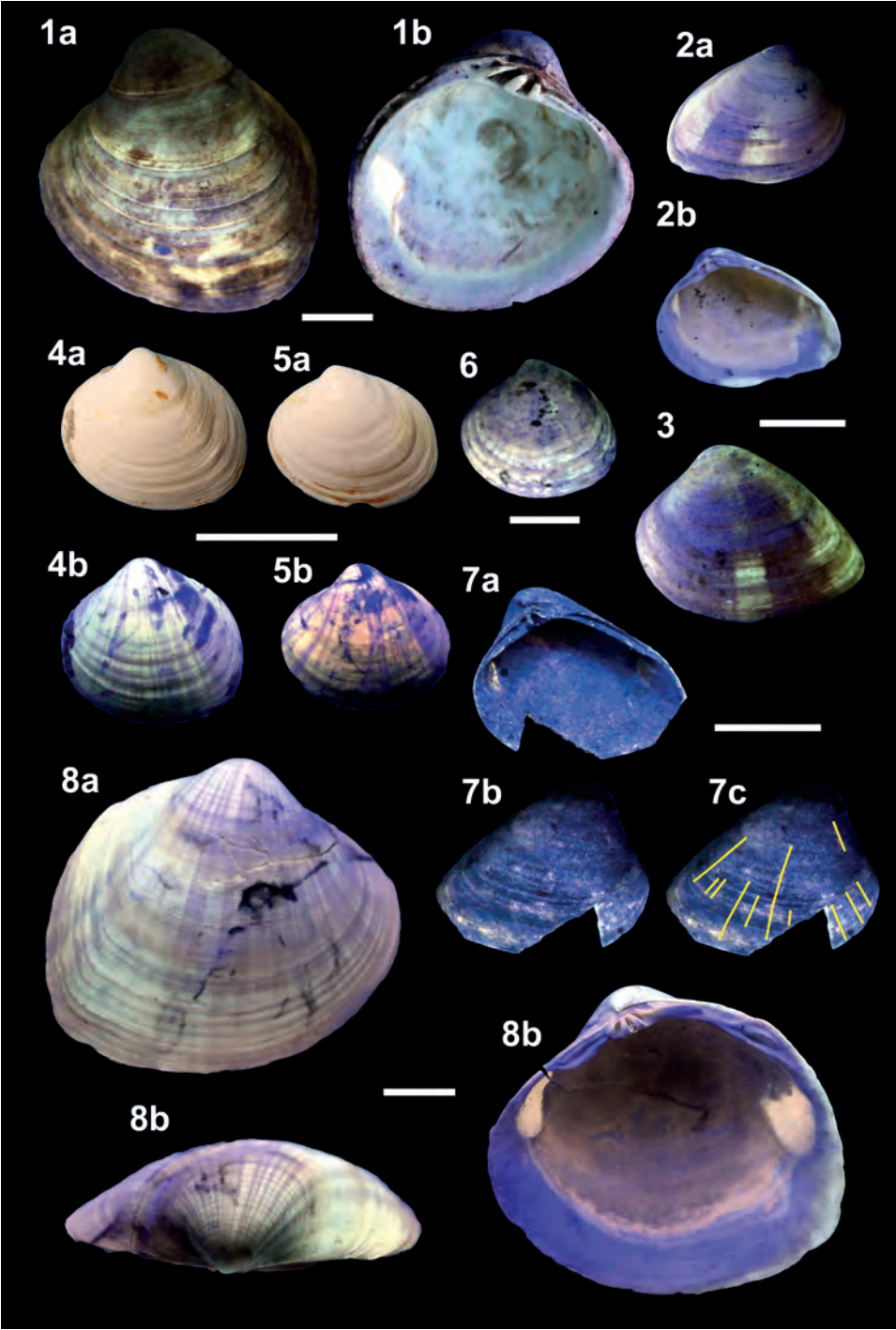
Die fossilen Arten wurden zunächst ohne weitere Behandlung unter UV-Licht betrachtet. Falls sich unter UV-Licht keine oder nur eine kaum erkennbare Musterbildung zeigte, wurde eine ca. 24-72-stündige Behandlung mit einer 10 %igen Natriumhypochloritlösung durchgeführt. Durch diese Prozedur kann eine nur schwach ausgebildete UV-Fluoreszenz verstärkt werden (vgl. KRUEGER 1974, MERLE et al. 2008, CAZE et al. 2015).

Die Schalen der rezenten Arten wurden zunächst unter Normallicht und unter UV-Licht betrachtet. Die meisten Individuen waren von einem gelblichen bis schwarzen Periostracum überzogen, das eine Farbstreifung der Schale in unterschiedlichem Ausmaße überdeckt und eine Betrachtung unter UV-Licht verhindert, da die UV-Strahlung vor allen bei dunklen Periostraca vollständig absorbiert

### Tafel 3:

Alle Individuen wurden mit NaClO behandelt, sofern nicht vermerkt alle Abbildungen unter UVA-Bestrahlung, Maßstabsbalken jeweils 1 cm Länge, 2 und 3 sowie 4 und 5 jeweils gleicher Maßstab.

- 1: *Corbicula (Corbicula) gravii* (DESHAYES, 1825), Tertiär, Eozän, Ypresium, Sable de Pourcy, Cuise-la-Motte, Oisne, Picardie, Haute de France, Frankreich, Samml. Rey JGU GW PWL2020/1; Außenseite der linken Klappe mit deutlich erkennbarer Anwachsstreifung und rudimentär erhaltener Radialstreifung (a), Innenseite mit gelber Fluoreszenz der Muskelabdrücke (b).
- 2: *Corbicula (Loxoptychodon) cuneiformis* (SOWERBY, 1817), Tertiär, Eozän, Ypresium, Argiles et lignites de Soissonnais, Argilles supérieur, Forêts de Compiègne, Oisne, Haute-de-France, Frankreich, Samml. M. Grimm F2020/24; Außenseite der linken Klappe mit Radialstreifung vom Typ IIb (a), Innenseite mit gelblicher Fluoreszenz (b).
- 3: *Corbicula (Loxoptychodon) cuneiformis* (SOWERBY, 1817), wie 2, Außenseite der rechten Klappe mit breiter Radialstreifung vom Typ IIb.
- 4: *Falsocorbicula fanjasi* (DESHAYES, 1830), Tertiär, Miozän, Aquitanium, Mainz-Gruppe, Oberrad-Formation, Untere Falsocorbicula-Bank, westl. Wolfsheim, Rheinland-Pfalz, Deutschland, Samml. M. Grimm F2020/19; Außenseite einer linken Klappe unter Normallicht (a) und unter UVA mit Radialstreifung vom Typ IIb/IVa (b).
- 5: *Falsocorbicula fanjasi* (DESHAYES, 1830), wie 4 unter Normallicht (a) und unter UVA mit Radialstreifung vom Typ IIb und hellroter Fluoreszenz (b).
- 6: *Falsocorbicula fanjasi* (DESHAYES, 1830), Tertiär, Miozän, Aquitanium, Mainz-Gruppe, Rüßingen-Formation, Obere Falsocorbicula-Bank, Baugrube Mainz-Zahlbach, Rheinland-Pfalz, Deutschland, Samml. M. Grimm F1994/4; partiell rekristallisierte linke Klappe mit undeutlich erkennbarer Radialstreifen vom Typ II.
- 7: *Corbicula (Loxoptychodon) antiqua* FÉRUSAC, 1822, Tertiär, Eozän, Ypresium, Sable de Pourcy, Cuise-la-Motte, Oisne, Picardie, Haute de France, Frankreich, Samml. Rey JGU GW PWL2020/2; Innenseite der rechten Klappe ohne erkennbare Fluoreszenz außer im Bereich der Schließmuskeln (a) Außenseite fast ohne Fluoreszenz mit rudimentär erkennbaren radialen Elementen (b), die in c nachgezeichnet wurden (c).
- 8: *Geloina compressa* (DESHAYES & MILNE-EDWARDS, 1835), Tertiär, Eozän, Bartonium, Sable fossilifères de Bois Gouët, Bois Gouët, Nähe Saffré, Loire-Atlantique, Pays de la Loire, Frankreich; Samml. Rey JGU GW PWL2020/3; rechte Klappe von außen mit deutlicher Radialstreifung vom Typ IVa (a), von oben mit Vergitterung von radialen und konzentrischen Elementen im Wirbelbereich (b) und von innen mit orangegelber Fluoreszenz der Innenschale und Schließmuskeln (c).



wird. Zum Vergleich mit den fossilen Arten, die kein Periostracum mehr besitzen, erfolgte daher bei einigen Arten eine dreistündige Behandlung mit 12,5 %iger Natriumhypochloritlösung, um das Periostracum zu entfernen. Nach der Hypochloritbehandlung wurden die Schalen gut gewässert und anschließend erneut untersucht.

Als UVA-Lichtquelle wurde eine handelsübliche UVA-Lampe mit zwei Schwarzlichtröhren (Typ F6T5BLB) und einer Wellenlänge von 365 nm verwendet. Zusätzlich wurden die betrachteten Schalen auch mit einer UVC-Lampe bestrahlt, um Unterschiede bei der Fluoreszenz beurteilen zu können. Dazu wurde als Lichtquelle eine G6T5 Hg UVC-Lampe mit einer Wellenlänge von 253,7 nm eingesetzt.

Die Fotos wurden mit einer auf einem Stativ fixierten digitalen Spiegelreflexkamera Canon EOS 70D und einem handelsüblichen Makro-Objektiv im Nahaufnahmemodus bei ISO 400-800 in einem dunklen Raum gemacht. Die Aufnahmen wurden anschließend mit Adobe Photoshop® digital nachbearbeitet. Dabei erfolgte auch ein Weißabgleich, obwohl ein solcher bereits durch die Kamerasoftware

vorgenommen wird. In einigen Fällen wurden zusätzlich auch die automatische Einstellungen Auto-Farbe, Auto-Kontrast und Auto-Farbton genutzt.

Zur besseren Eingrenzung der beobachteten Fluoreszenzen erfolgte bei der UV-Bestrahlung auch eine fotografische Betrachtung mittels verschiedener Fotofilter. Dazu wurden die folgenden Filter verwendet: Hoya Infrarot (R72) Vorsatzfilter (760-860 nm), Smardy Farbfilter Rot (600-670 nm), Orange (550-600 nm) und Gelb (470-550 nm).

Zur Abschätzung des Absorptionsverhaltens von Pigmenten eines größerflächig verfärbten durchscheinenden Bereichs bei *Batissa violacea* wurde ein einfaches Handstereoskop Modell RDC-2 der Fa. Radical Scientific Equipments Put. Ltd eingesetzt.

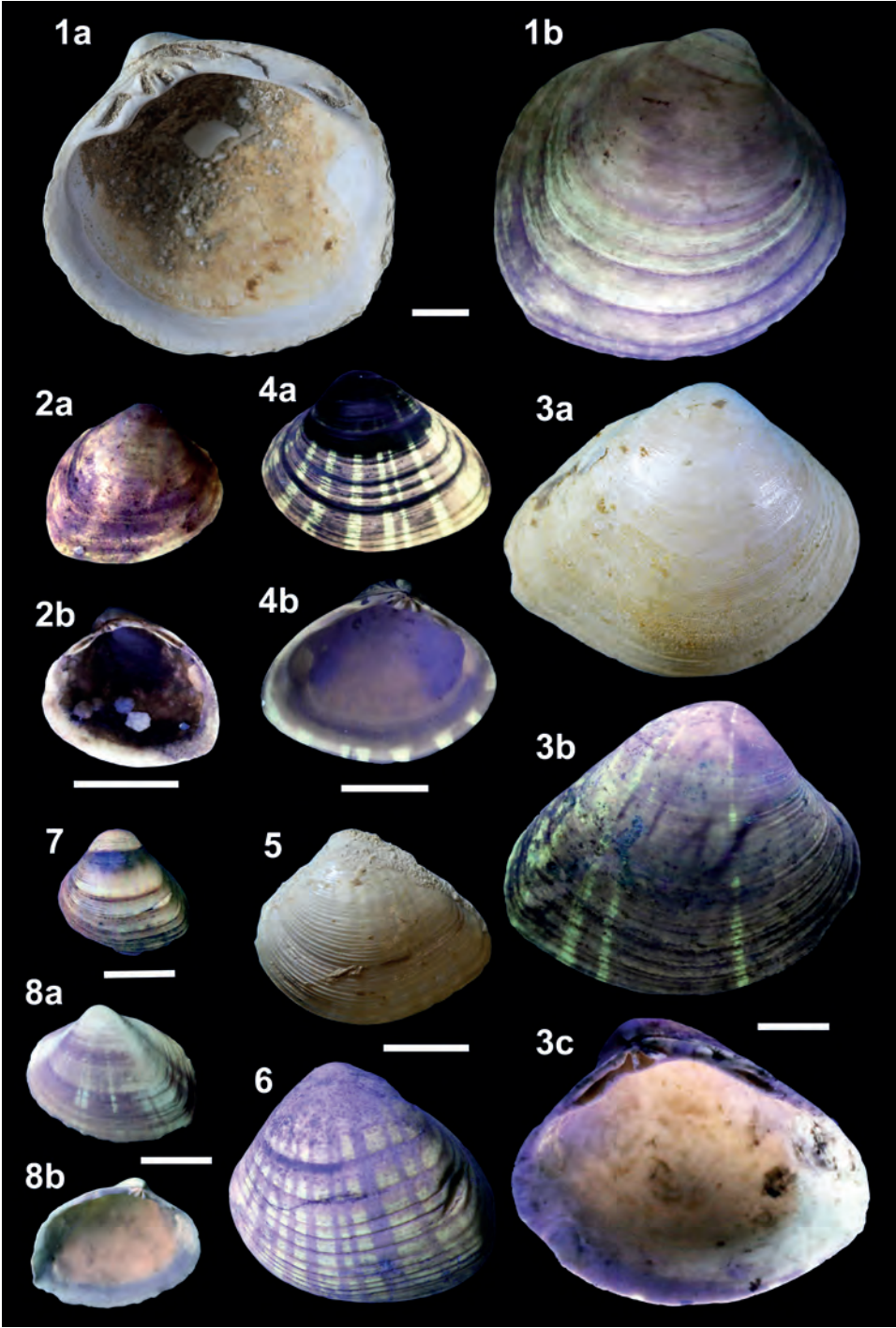
Die Ergebnisse der einzelnen Untersuchungen sind in Tabelle 3 aufgelistet.

Zusätzlich zu den Untersuchungen an vorliegendem Material wurde eine artbezogene Internetrecherche durchgeführt, bei der ca. 1000 Abbildungen von 109 rezenten Arten aus der untersuchten Familie berücksichtigt wurden.

#### Tafel 4:

Alle Individuen wurden mit NaClO behandelt, sofern nicht vermerkt alle Fig. unter UVA-Bestrahlung, Maßstabsbalken jeweils 1 cm Länge, 5 und 6 gleicher Maßstab.

- 1: *Geloina geslini* (DESHAYES, 1830), Tertiär, Miozän, Aquitanium, St. Martin d'Oney, Landes, Nouvelle-Aquitaine, Frankreich, Samml. M. Grimm F2020/23; rechte Klappe von innen unter Normallicht (a) und von außen mit deutlicher Anwachsstreifung und seitlich hinten sehr undeutlichen initialen radialen Elementen (b).
- 2: *Polymesoda amygdalina* (DESHAYES, 1857), Tertiär, Eozän, Oberes Ypresium (= Cuisien), Sable de Cuise-la-Motte, Butte des usages, Cuise-la-Motte, Oisne, Picardie, Haute de France, Frankreich, Samml. Rey JGU GW PWL2020/4; rechte Klappe von außen mit fleckiger gelber Fluoreszenz (a) und von innen mit gelber Fluoreszenz entlang des Schalenrandes (b).
- 3: *Polymesoda subarata sowerbii* (BASTEROT, 1825), Tertiär, Miozän, Aquitanium, Léogéats, Gironde, Nouvelle-Aquitaine, Frankreich, Samml. M. Grimm F2020/20; rechte Klappe von außen unter Normallicht mit kaum erkennbarer radialer Strichelung (a) und fluoreszierenden schmalen radialen Streifen (b); gleiche Klappe von innen mit gelborange fluoreszierenden Pigmenten vom Typ Ia (c).
- 4: *Polymesoda subarata subarata* (SCHLOTHEIM, 1820), Tertiär, Oligozän, Rupelium, Selztal-Gruppe, Sulzheim-Formation, Baugrube, Ingelheim, Rheinland-Pfalz, Deutschland, Samml. M. Grimm F2019/1; linke Klappe von außen mit deutlicher Radialstreifung vom Typ IIb (a) und von innen mit übergreifender Streifung und fleckiger Fluoreszenz (b).
- 5: *Polymesoda subarata subarata* (SCHLOTHEIM, 1820), Alter Sportplatz Klein-Winternheim, Tertiär, Oligozän, Rupelium, Selztal-Gruppe, Sulzheim-Formation, Rheinland-Pfalz, Deutschland, Samml. M. Grimm F1994/14; linke Klappe unter Normallicht mit undeutlich erkennbarer Radialstreifung vom Typ IIb.
- 6: *Polymesoda subarata subarata* (SCHLOTHEIM, 1820), Tertiär, Oligozän, Rupelium, Selztal-Gruppe, Sulzheim-Formation, Rossloch-Bank, Autobahnbaustelle Sommerberg, Alzey, Rheinland-Pfalz, Deutschland, Samml. Mainzer Becken JGU GW PWL2016/3868; partiell abradierte linke Klappe mit deutlicher Radialstreifung vom Typ IIb.
- 7: *Polymesoda subarata subarata* (SCHLOTHEIM, 1820), Pfadberg bei Stackeden-Elsheim, Rheinland-Pfalz, Deutschland, Tertiär, Oligozän, Rupelium, Selztal-Gruppe, Sulzheim-Formation, Rheinland-Pfalz, Deutschland, Samml. M. Grimm F1984/18; gelb fluoreszierende linke Klappe mit rudimentärer Radialstreifung.
- 8: *Polymesoda subincompta* (DUFOR, 1881), Tertiär, Eozän, Bartonium, Sable fossilifères de Bois Gouët, Bois Gouët, Nähe Saffré, Loire-Atlantique, Pays de la Loire, Frankreich, Samml. Rey JGU GW PWL2020/6; linke Klappe von außen mit Radialstreifung vom Typ IIc (a) und von innen mit gelborange fluoreszierenden Pigmentresten vom Typ Ia (b).



### 3. Beobachtete Pigmentierung und elementare Muster

Bei den untersuchten Individuen wurden bei vielen rezenten und einigen fossilen Arten stabile Voll-Pigmentierungen und fleckige Pigmentierungen beobachtet, die nicht zu Musterbildungen führen. Hinzu kommen elementare Muster. Dabei treten stabile, oszillierende und Kombinationenausstabilen und oszillierenden Mustern auf. Es werden folgende Pigmentierungen/Muster unterschieden (vgl. Tab. 3):

- Typ I: Voll-Pigmentierung (Ia) und unsystematisch verteilte Flecken (Ib)
- Typ II: Initiale Streifen am Schalenrand (IIa), scharf begrenzte radiale Streifen und Linien (IIb), unscharf begrenzte Linien und Linienbündel (IIc), radiale Strichelungen (IId)
- Typ III: Konzentrische Farbstreifen bzw. Linien (ohne Anwachsstreifen)
- Typ IV: Gittermuster aus einer Kombination von radialen (Typ II) und konzentrischen (Typ III) Elementen (scharfe Begrenzung = IVa, unscharfe Begrenzung = IVb)

Pigmentierungen vom Typ I auf der Innenseite können dabei mit jedem anderen Typ auf der Außenseite kombiniert sein, Pigmentierungen vom Typ III treten bei den Cyrenidae nicht auf. Violette Voll-Pigmentierungen vom Typ Ia wurden auf den Schaleninnenseiten von *Batissa corbiculoides*, *Corbicula* (*Corbicula*) *fluminalis albertiana*, *C. (C.) fluminea*, *C. (C.) gustaviana*, *C. (C.) japonica*, *C. (C.) largillierii*, *C. (C.) manilensis*, *C. (C.) moreletiana* und *Polymesoda floridana* beobachtet. Bei *C. (C.) javanica* (Tab. 2: 13) aus einer Aquakultur war dagegen auf der Schaleninnenseite eine fleckige rötliche bis eher gelborange Verfärbung (Typ Ib) zu beobachten. Orangefarbene Verfärbungen unter dem Wirbel waren weiterhin bei *Corbicula* (*C.*) *javanica* und *C. (C.) australis* ausgebildet. Eine ähnliche, mehrere Quadrat-zentimeter große orangefarbene Verfärbung konnte auch im erodierten Wirbelbereich mehrerer *Batissa violacea*-Individuen aus einer Population aus dem Intertidal von Buenavista

auf Bohol (Tab. 1: 03 und Taf. 1: 5) festgestellt werden. Untersuchungen dieses Bereichs unter weißem Normallicht (Durchlichtuntersuchung) mit einem Spektroskop ergaben eine Absorption im sichtbaren Bereich bis zu einer Wellenlänge von 540 nm, die typisch für z. B. Astaxanthin und einige in Bakterien und Dinophyceen vorkommende Carotinoide sind. Bei einigen fossilen *Polymesoda*-Arten, *Falsocorbicula fanjasi* und *Geloina compressa* können auf der Innenseite der Schalen z. T. gelbliche Fluoreszenzen oder beige-graue Verfärbungen festgestellt werden, die mit einer gelblichen UVA-Fluoreszenz einhergehen (Tab. 2, Nrn. 24, 27, 28, 30, 33, 39 und 42-49, Taf. 3: 2b und 8b, Taf. 4: 3c, 4b, 8b). Sie werden als fossile Pigmentmuster vom Typ I gedeutet.

Nur bei den Unterarten der fossilen *Polymesoda subarata* wurde auf der Innenseite zwischen Schalenrand und Palliallinie eine Streifung nachgewiesen, die mit der auf der Schalenoberseite übereinstimmt (Taf. 4: 3c und 4b).

Die radialstrahligen Pigmentierungen vom Typ II sind in ihrer Ausprägung sehr unterschiedlich deutlich entwickelt. Die Pigmentierung beginnt meistens am vorderen und hinteren Schalenrand mit undeutlichen Streifen (Typ IIa), die durch Überlagerung mit konzentrischen Anwachsstreifen perl-schnurartig in einzelne Felder aufgelöst sein können (z. B. Taf. 1: 6c) oder bereits als deutlicher Streifen formiert sind (z. B. Taf. 2: 9a). Häufig sind diese initialen Streifen mit einer Verfärbung der Lateralzähne und -furchen auf der Innenseite kombiniert (Tab. 3: 17). In Verbindung mit einer fleckigen Pigmentierung der Innenseite treten dann zunächst einzelne radiale Streifen oder Linien auf, die oft deutlich erkennbar sind und über einen Großteil der Schale verlaufen (Typ IIb, z. B. Taf. 1: 9b; Taf. 3: 3; Taf. 4: 4a, 6). Mit zunehmender Dichte der Radiallinien werden diese schmaler (z. B. Taf. 1: 4; Taf. 3: 8a), unschärfer (Typ IIc, Taf. 2: 7; Taf. 3: 4b, 5b) und sind schließlich nicht mehr klar abgrenzbar (z. B. Taf. 1: 1c; Taf. 2: 6b; Taf. 4: 8a). Die Zunahme der Liniendichte geht einher mit einer Zunahme der Farbdichte auf der Innenseite (Übergang vom Typ Ib zu Typ Ia). Bei

**Tabelle 3:** Festgestellte Pigmentierungen und Musterbildungen an den untersuchten Muscheln aus der Familie Cyrenidae.

| Nr. | Art                                                                       | Pigmentierung,<br>Typ innen / außen | Bemerkungen                                                                                                                                                                                                                                                              |
|-----|---------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| 01  | <i>Batissa compressa</i><br>PRIME, 1860                                   | Typ Ib / Typ IVb                    | innen violett-fleckig; außen mit unscharfen Radialstreifen und konzentrischen Ringen                                                                                                                                                                                     |
| 02  | <i>Batissa corbiculoides</i><br>DESHAYES, 1854                            | Typ Ib / Typ IVb                    | innen weiß-violett marmoriert; außen mit unscharfen Radialstreifen und konzentrischen Ringen                                                                                                                                                                             |
| 03  | <i>Batissa violacea</i><br>(LAMARCK, 1818)                                | Typ Ib / Typ IVb                    | orangeroter Wirbelbereich, innen violettfleckig; außen violette Streifen und konzentrischen Ringe                                                                                                                                                                        |
| 04  | <i>Batissa violacea</i><br>(LAMARCK, 1818)                                | Typ Ib / Typ IVb                    | innen violettfleckig; außen violette Streifen und konzentrische Ringe von Periostracum überdeckt                                                                                                                                                                         |
| 05  | <i>Corbicula (Corbicula) fluminalis</i><br>(O. F. MÜLLER, 1774)           | Typ I / Typ IIa                     | innen weiß; außen weiß bzw. braunfleckig durch eingelagerten Limonit, schwach ausgeprägte alternierende violette Pigmentierung am vorderen Schalenrand                                                                                                                   |
| 06  | <i>Corbicula (Corbicula) fluminalis albertiana</i><br>MANDAHL-BARTH, 1954 | Typ Ia                              | innen weiß oder tiefdunkelviolett; außen weiß bzw. hellbraunfleckig durch eingelagerten Limonit                                                                                                                                                                          |
| 07  | <i>Corbicula (Corbicula) fluminea</i><br>(O. F. MÜLLER, 1774)             | Typ Ia                              | innen gelblichrosa bis hellgrauviolett fleckig; außen weiß mit grau violetten Anwachsstreifen                                                                                                                                                                            |
| 08  | <i>Corbicula (Corbicula) fluminea</i><br>(O. F. MÜLLER, 1774)             | Typ Ia                              | innen weiß mit hellgrauvioletten Flecken; außen weiß mit grau violetten Anwachsstreifen                                                                                                                                                                                  |
| 09  | <i>Corbicula (Corbicula) fluminea insularis</i><br>PRIME, 1867            | Typ I / Typ IIc                     | innen weiß, Schalenrand hellbraun; außen unscharfe radiale Linienbündel / Streifen                                                                                                                                                                                       |
| 10  | <i>Corbicula (Corbicula) gravii</i> (DESHAYES, 1825)                      | Typ II / Typ IIb?                   | Reste einer Pigmentierung innen; Außenseite fleckig mit reliktsicher Radialstreifung,                                                                                                                                                                                    |
| 11  | <i>Corbicula (Corbicula) gustaviana</i> MARTENS, 1900                     | Typ Ia / Typ II d                   | innen tief grau violett; außen hellviolett mit Anwachsstreifen und feiner radialer Strichelung                                                                                                                                                                           |
| 12  | <i>Corbicula (Corbicula) gustaviana</i> MARTENS, 1900                     | Typ Ia / Typ II d                   | innen tief violett; außen violett mit Anwachsstreifen und sehr feinen radialen Linien                                                                                                                                                                                    |
| 13  | <i>Corbicula (Corbicula) japonica</i> PRIME, 1864                         | Typ Ia / Typ IIc                    | innen grau violett; außen violett mit violetten radialen Linien                                                                                                                                                                                                          |
| 14  | <i>Corbicula (Corbicula) javanica</i> (MOUSSON, 1849)                     | Typ Ib                              | innen gelblich rosa, im Bereich des Wirbels orange, im Schlossbereich violett; außen weiß                                                                                                                                                                                |
| 15  | <i>Corbicula (Corbicula) largillierti</i> (PHILIPPI, 1844)                | Typ I                               | innen violett bis weinrot, z. T. fleckig; außen weiß                                                                                                                                                                                                                     |
| 16  | <i>Corbicula (Corbicula) largillierti</i> (PHILIPPI, 1844)                | Typ I / Typ IIb                     | innen weiß bis fahl violett; außen mit schmalen radialen Linien                                                                                                                                                                                                          |
| 17  | <i>Corbicula (Corbicula) lamarckiana</i> PRIME, 1864                      | Typ I / Typ IIa                     | innen weiß, entlang der Lateralzähne violett; außen weiß mit undeutlichen violetten Streifen am Schalenrand                                                                                                                                                              |
| 18  | <i>Corbicula (Corbicula) leana</i> PRIME, 1864                            | Typ Ib                              | innen weiß, hellorange bis hellviolett gefleckt; außen weiß                                                                                                                                                                                                              |
| 19  | <i>Corbicula (Corbicula) manilensis</i> (PHILIPPI, 1844)                  | Typ Ia / Typ IIb                    | innen weiß bis violett; außen weiß, z. T. mit schmalen rotbraunen Radialstreifen                                                                                                                                                                                         |
| 20  | <i>Corbicula (Corbicula) moreletiana</i> PRIME, 1867                      | Typ Ia / Typ IIc-Typ IVb            | innen fahl- bis tiefviolett (insbesondere entlang der Lateralzähne); außen am vorderen und hinteren Schalenrand tief violett, sonst mit unscharfen rot-braunen bis violetten radialen Linien, konzentrischen Anwachsstreifen und einem violetten konzentrischen Farbring |

| Nr. | Art                                                          | Pigmentierung,<br>Typ innen / außen | Bemerkungen                                                                                                                                                                        |
|-----|--------------------------------------------------------------|-------------------------------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| 21  | <i>Corbicula (Corbiculina) australis</i> (DESHAYES, 1830)    | Typ Ib                              | innen weiß, unter dem Wirbel blass hellorange; außen weiß                                                                                                                          |
| 22  | <i>Corbicula (Loxoptychodon) antiqua</i> FÉRUSSAC, 1822      | n.b. / Typ II                       | Störung durch Limonit, auf der Außenseite rudimentär erkennbare radiale Elemente                                                                                                   |
| 23  | <i>Corbicula (Loxoptychodon) cuneiformis</i> (SOWERBY, 1817) | Typ Ia / Typ IIb                    | gleichmäßige Pigmentierung innen; breite Radialstreifen außen                                                                                                                      |
| 24  | <i>Corbicula (Loxoptychodon) cuneiformis</i> (SOWERBY, 1817) | Typ Ia / n.b.                       | gleichmäßige Pigmentierung innen; außen fleckig ohne erkennbares Muster (UV)                                                                                                       |
| 25  | <i>Cyanocyclus limosa</i> (MATON, 1811)                      | Typ I                               | innen weiß; außen weiß mit braunen Anwachsstreifen                                                                                                                                 |
| 26  | <i>Cyrenobatisa similis</i> (WOOD, 1828)                     | Typ I / Typ IIId                    | innen weiß bis gelblich; außen weiß mit konzentrischen Anwachsrings und Störungen durch Limonit, im juvenilen Schalenanteil initiale radiale Linien                                |
| 27  | <i>Falsocorbicula faujasi</i> (DESHAYES, 1830)               | Typ I / Typ IVb                     | innen beige-grau; außen mit unscharfen z. T. gebündelten Radiallinien und konzentrischen Streifen bzw. Linien (UV)                                                                 |
| 28  | <i>Falsocorbicula faujasi</i> (DESHAYES, 1830)               | Typ Ib / Typ IIb-Typ IVa            | innen mit gelblich fleckiger Fluoreszenz; außen mit scharfen Radiallinien und Radialstreifen in Vergitterung mit konzentrischen Linien (UV)                                        |
| 29  | <i>Falsocorbicula faujasi</i> (DESHAYES, 1830)               | n.b. / n.b.                         | Schalen sind calcitisch rekristallisiert und zeigen keine Pigmentierung mehr (UV)                                                                                                  |
| 30  | <i>Falsocorbicula faujasi</i> (DESHAYES, 1830)               | n.b. / Typ IIb                      | Radialstrahliges Muster mit Linien sind auf der Außenseite vorne dorsal noch rudimentär erkennbar (UV)                                                                             |
| 31  | <i>Geloina coaxans</i> (GMLIN, 1791)                         | Typ Ia                              | innen weiß; außen weiß mit Eiseneinlagerungen im Periostracum entlang der Anwachslinien                                                                                            |
| 32  | <i>Geloina compressa</i> (DESHAYES & MILNE-EDWARDS, 1835)    | Typ Ia / Typ IVa                    | innen gelborange UV-Fluoreszenz; außen deutliche radiale Linien und Streifen in Vergitterung mit konzent. Linien                                                                   |
| 33  | <i>Geloina expansa</i> (MOUSSON, 1849)                       | Typ Ib / Typ IIc                    | innen weiß mit unscharfer rotvioletter Streifung, fleckig; außen juvenil rosaviolett, von dort ausgehende unscharfe radiale Linienbündel und Streifen im zentralen Teil der Schale |
| 34  | <i>Geloina geslini</i> (DESHAYES, 1830)                      | Typ I; Typ IIa? / IV ?              | innen Störung durch Limonit, am Schalenrand gelbliche Fluoreszenz; außen konzentrische Anwachsstreifung und Relikte einer radialen Farbstreifung (UV)                              |
| 35  | <i>Polymesoda amygdalina</i> (DESHAYES, 1857)                | fraglich Typ I / n.b.               | innen am Schalenrand gelbliche Fluoreszenz; außen fleckig ohne erkennbares Muster (UV)                                                                                             |
| 36  | <i>Polymesoda anomala</i> (DESHAYES, 1855)                   | Typ I / Typ II                      | innen schmutzig weiß bis violett; außen erodiert, im Durchlicht mit rudimentärer radialer Farbstreifung                                                                            |
| 37  | <i>Polymesoda caroliniana</i> (BOSC, 1801)                   | Typ I                               | innen weiß; außen weiß                                                                                                                                                             |
| 38  | <i>Polymesoda deperdita</i> (LAMARCK, 1806)                  | Typ I / Typ I mit Anwachsstreifung  | fleckige Pigmentierung innen; undeutliche Anwachsstreifung außen (UV)                                                                                                              |
| 39  | <i>Polymesoda floridana</i> (CONRAD, 1846)                   | Typ I                               | innen weinrot bis braunviolett, fleckig; außen weinrot bis rosa mit Anwachsstreifen                                                                                                |
| 40  | <i>Polymesoda mexicana</i> (BRODERIP & SOWERBY, 1829)        | Typ Ib                              | innen weiß, blauviolett fleckig; außen rosaviolett, durch Periostracum überdeckt                                                                                                   |
| 41  | <i>Polymesoda notabilis</i> (DESHAYES, 1855)                 | Typ I / Typ IIa                     | innen weiß; außen mit weinrotem Streifen am hinteren Schalenrand                                                                                                                   |

| Nr. | Art                                                    | Pigmentierung,<br>Typ innen / außen | Bemerkungen                                                                                                                                                                                      |
|-----|--------------------------------------------------------|-------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| 42  | <i>Polymesoda subarata sowerbii</i> (BASTEROT, 1825)   | Typ I / Typ IIb                     | innen gelbe Fluoreszenz, fleckig, am Schalenrand ist die Außenstreifung zu sehen; außen mit wenigen, schmalen, scharf begrenzten radialen Streifen (UV)                                          |
| 43  | <i>Polymesoda subarata sowerbii</i> (BASTEROT, 1825)   | n.b. / Typ IIb                      | innen Störung durch Limonit; außen mit wenigen, schmalen, scharf begrenzten radialen Streifen (UV)                                                                                               |
| 44  | <i>Polymesoda subarata sowerbii</i> (BASTEROT, 1825)   | Typ Ia / Typ IIb                    | innen dottergelbe Fluoreszenz; außen mit wenigen, schmalen, scharf begrenzten radialen Streifen (UV)                                                                                             |
| 45  | <i>Polymesoda subarata subarata</i> (SCHLOTHEIM, 1820) | Typ I / Typ IIb                     | innen hellbeige, unter UV am Schalenrand kurze gelbe Streifen; außen undeutliche Radialstreifung und konzentrische Anwachsstreifen, unter UV deutliche, scharf begrenzte Radialstreifung         |
| 46  | <i>Polymesoda subarata subarata</i> (SCHLOTHEIM, 1820) | Typ Ia / Typ IIb                    | innen beige; außen hellbeige bis cremefarbene radiale Streifen, unter UV deutliche radiale Streifung außen, randliche Streifung innen                                                            |
| 47  | <i>Polymesoda subarata subarata</i> (SCHLOTHEIM, 1820) | Typ Ia / Typ IIb                    | innen beige, am Schalenrand gestreift; außen z. T. ockerfarben, z. T. radiale Streifung (cremefarben), unter UV radiale Streifung außen und gelborange Fluoreszenz und randliche Streifung innen |
| 48  | <i>Polymesoda subarata subarata</i> (SCHLOTHEIM, 1820) | Typ I / Typ IIb                     | innen Reste einer grauen Färbung; außen deutliche radiale Streifung unter Normallicht und UV, innen randliche Streifung                                                                          |
| 49  | <i>Polymesoda subincompta</i> (DUFOR, 1881)            | Typ Ia / Typ IIc                    | innen gelborange Fluoreszenz, am Schalenrand hellgelbe Fluoreszenz mit Relikten einer Streifung; außen deutliche radiale Streifung und Linien (UV)                                               |

einer kräftigen Vollpigmentierung der Innenseite sind auf der Außenseite meist nur noch undeutliche radiale Strichelungen erkennbar (Typ IId, z. B. Taf. 2: 2b, 3; Taf. 3: 6).

Die Durchmusterung der untersuchten Individuen und von ca. 1.000 online verfügbaren Abbildungen von 109 rezenten Arten ergab, dass bei nahezu 60 % (64 Arten) der Cyrenidae elementare radiale und konzentrische Muster auftreten können. Dabei sind bei *Cyanocyclus* und *Polymesoda* nur Muster vom Typ II nachweisbar, bei *Geloina* und *Batissa* dagegen auch vom Typ IV. Bei *Cyrenobatissa* waren bisher keine Pigmentmuster bekannt. Im juvenilen Schalenteil des untersuchten Individuums (Tab. 3: 26) sind jedoch feine radiale Strichelungen vom Typ IId erkennbar. Bei *Corbicula* wurden neben radialen Streifen und Linien bei einem Individuum von *C. moreletiana* aus dem Mekong ein breiter konzentrischer violetter Streifen beobachtet, der sich durch seine Ausbildung von den üblichen Anwachsstreifen unterscheidet (Taf. 2: 8). Von weiteren Arten stand nicht genügend bzw. kein Bildmaterial zur Verfügung.

Bei dem untersuchten rezenten Material sind elementare Muster typisch für *Batissa violacea* und treten z. T. gut erkennbar bei *G. expansa*, *Cyanocyclus limosa* (forma *albida*), bei *C. (C.) japonica*, *C. (C.) gustaviana*, *C. (C.) largillierti*, *C. (C.) moreletiana* und als *Corbicula squalida* (DESHAYES, 1855) beschriebenen Individuen von *C. (C.) manilensis* auf (siehe Taf. 1 und 2). Bei anderen Arten ist eine Farbstreifung nur sehr undeutlich entwickelt und fehlt bei den meisten Individuen. So ist bei *Batissa corbiculoides* nur dann eine Farbstreifung erkennbar, wenn es sich um innen violett gefärbte Schalen handelt, während bei innen weißen Schalen keine Farbstreifung erkennbar ist (vgl. Taf. 1: 1). Auch zeigen als *Corbicula radiata* (PHILIPPI, 1846) bzw. *Corbicula fluminalis albertiana* MANDAHLE-BARTH, 1954 beschriebene regionale Populationen von *C. (C.) fluminalis* aus Uganda und die als *Corbicula fluminea insularis* PRIME, 1867 (Taf. 1: 8) beschriebenen regionalen Populationen aus Japan Farbstreifungen vom Typ IIb, während beide Arten in Europa und Nordamerika meist ohne erkennbare Streifung auftreten. VAN PEURSEN (2013)

bildet jedoch eine *C. (C.) fluminea*-Population aus Belgien ab, die einen rudimentär erkennbaren violetten Mittelstreifen hat, und ein Individuum von *C. (C.) fluminalis* von der Elbe bei Darchau zeigt im vorderen Schalenbereich eine initiale Streifung vom Typ IIa, bestehend aus perlschnurartig übereinander angeordneten alternierend ungefärbten und violett gefärbten Bereichen (Taf. 1: 6). Bei *Polymesoda notabilis* aus Panama ist unter Normallicht eine ähnliche, jedoch durchgehende streifenartige Verfärbung (Typ IIa) entlang der Hinterseite erkennbar (Taf. 2: 8). Unter UV-Licht lassen sich weiterhin reliktsche Farbreste im restlichen Bereich der Außenseite erkennen, die aber im Gegensatz zu den UV-aktiven Mustern bei den fossilen Arten nicht fluoreszieren. Ein undeutlicher randlicher Radialstreifen konnte auch bei *Corbicula (C.) lamarkiana* beobachtet werden. Er geht dort mit einer Violettfärbung der Lateralzähne auf der Innenseite der Schale einher.

Bei der fossilen *Polymesoda subarata subarata* wurden radiale Farbmuster vom Typ IIb erstmals von der Grube Hausham bei Deisenried in Oberbayern beschrieben und abgebildet (HÖLZL 1957). Vergleichbare Muster mit allerdings viel geringeren Farbunterschieden (cremeweiß gegen hellcremeweiß) treten auch im Mainzer Becken bei *Polymesoda subarata subarata* gelegentlich auf (vgl. Taf. 4: 5).

Bei *Geloina geslini* (Taf. 4: 1), den rezenten *Corbicula*-Arten *C. (C.) australis*, *C. (C.) javanica*, *C. (C.) leana* sowie *Cyrenobatissa similis*, weiterhin bei *Geloina coaxans* (Taf. 2: 5), den *Polymesoda*-Arten *P. caroliniana*, *P. floridana* (Taf. 2: 7) und *P. mexicana* konnten im Probenmaterial keine radialstrahligen Muster erkannt werden. Für einige dieser Arten sind solche Muster jedoch über online verfügbare Bilddateien nachweisbar (*C. (C.) javanica*, *C. (C.) leana*, *G. coaxans*, *P. floridana*, *P. mexicana*).

Bei allen radial gestreiften rezenten Arten konnte zwar teilweise eine fleckenhaft verteilte weißliche Fluoreszenz der Aragonitschale beobachtet werden, die Betrachtung der Schalenaußenseiten unter UV-Bestrahlung ergab jedoch keine durch Fluoreszenz erkennbare Kontrastverstärkung der Streifung. Auch zeigten die violett gefärbten Innenseiten der Schalen

keine Fluoreszenz im sichtbaren Bereich. Im Gegensatz zu den rezenten sind bei den untersuchten fossilen Arten *Corbicula (Loxoptychodon) antiqua*, *C. (L.) cuneiformis*, *Geloina compressa*, *Polymesoda deperdita*, *P. subarata subarata*, *P. subarata sowerbii*, *P. subincompta* und *Falsocorbicula faujasi* unter UV-Bestrahlung radialstrahlige Fluoreszenzmuster erkennbar (Taf. 3 und 4). Bei *F. faujasi* und *G. compressa* treten weiterhin Vergitterungen mit konzentrischen Streifen bzw. Linien auf (Taf. 3: 4 und 8). Die Fluoreszenzmuster bestehen aus gelb bis gelborange fluoreszierenden Streifen im Wechsel mit nicht fluoreszierenden dunklen Streifen bzw. Linien. Die gelbe Fluoreszenz ist sowohl bei einer UVA-, wie auch bei einer UVC-Bestrahlung gut erkennbar, bei der UVA-Bestrahlung jedoch intensiver und liegt im Wellenlängenbereich von ca. 575 bis 595 nm (gelborange). Sie tritt bei einigen Individuen auch auf der Innenseite der Schale auf. CAZE et al. (2011b) beobachteten eine derartige Fluoreszenz bei Caenogastropoden, Heterobranchia und allen von ihnen untersuchten fossilen Bivalven.

Neben der gelblichen Fluoreszenz konnte bei *Falsocorbicula faujasi* aus der Unteren *Falsocorbicula*-Bank im Mainzer Becken auch eine rötliche Fluoreszenz (im Wellenlängenbereich von ca. 650 nm) beobachtet werden (Taf. 3: 5). Individuen der Art aus der Oberen *Falsocorbicula*-Bank des Mainzer Beckens sind oft calcitisch rekristallisiert und zeigen deshalb meist keine Fluoreszenzmuster (vgl. jedoch Taf. 3: 6).

Auch der Schalenaragonit der untersuchten Muschelschalen kann eine eigene Fluoreszenz aufweisen (LIEBER 1957). Aragonit fluoresziert unter UVA-Licht meist weiß bis gelb, unter UVC-Licht gelblich bis grünlich. Selten treten rötliche Fluoreszenzen auf. Manchmal ist eine Phosphoreszenz nach Abschalten der Lichtquelle zu beobachten. Eine solche Phosphoreszenz ist auch bei einigen rezenten marinen Bivalven nachgewiesen, konnte aber bei keiner der untersuchten Arten festgestellt werden. Die bei den rezenten Cyrenidae z. T. festgestellte weißgelbe Fluoreszenz der Schalen geht nach Ansicht des Autors auf die Fluoreszenz des Schalen-Aragonits zurück. Blau-

grün fluoreszierende Bereiche, die auf einen Einbau von Vaterit hinweisen, sind bei dem untersuchten Schalenmaterial nicht festgestellt worden. Calcitisch rekristallisierte Individuen fluoreszieren unter UVA-Bestrahlung meist gleichmäßig rötlich bis gelblich, unter UVC-Licht ebenfalls rötlich, aber auch grünlich bis grünlich-gelblich und zeigen keine spezifischen Muster.

Die dunklen, nicht fluoreszierenden Streifen bei den fossilen Arten sind z. T. pigmentfreie aragonitische Bereiche der Schale. Teilweise kann auch eine Imprägnierung mit Limonit angenommen werden, der eine Fluoreszenz verhindert und zu dunklen unsystematisch verteilten Flecken führt (s. u.).

#### 4. Diskussion der Ergebnisse

Die aragonitische Schale der Cyrenidae wird bei allen bekannten Arten durch ein aus Conchin bestehendes ein- bis zweilagiges Periostracum geschützt. Untersuchungen zur Zusammensetzung der Periostraca von Cyreniden erfolgten nur vereinzelt durch TAKEMOTU et al. (2020) für *Corbicula* und DRESCHER (2017) für *Polymesoda*. Demnach besteht das Periostracum bei den Cyreniden aus schwefelhaltigen sauren Mucopolysacchariden. Hinweise auf den Einbau von Melanin im Periostracum der Cyrenidae liegen bisher nicht vor. Neuere Untersuchungen zeigen vielmehr, dass das Auftreten von Melanin in Molluskenschalen sehr viel seltener ist, als allgemein angenommen wurde (AFFENZELLER et al. 2019). Die Färbungen der Periostraca verschiedener Cyrenidae variieren von hellgelb über olivbraun und bläulich bis zu tiefschwarz (Beispiele auf Taf. 1: 1a, 8, 9a und Taf. 2: 3-5). Untersuchungen an *Corbicula*-Arten aus dem japanischen Biwa-See ergaben, dass die helleren gelblichen Periostraca von *C. japonica* und *C. leana* dünner sind als die dunkleren Periostraca der gleichen Arten und von *C. sandai* und, dass die dunkleren Periostraca höhere Gehalte an Eisen in Form von entlang der Anwachslinien eingelagertem FeOOH aufweisen (TAKEMOTU et al. 2020). Erhöhte Eisen- und Titangehalte konnten auch im Periostracum von *Polymesoda*

*da caroliniana* aus dem Johnson Bayou in Mississippi festgestellt werden (DRESCHER 2017). Fleckenhafte Einlagerungen von Limonit zwischen dem Periostracum und der aragonitischen Schalenschicht treten u. a. an einzelnen Individuen von *C. (C.) fluminalis* aus der Elbe (vgl. Tab. 3: 05 und Taf. 1: 6), *C. (C.) fluminea* aus der Loire, *C. (C.) largillierii* aus dem Ablauf des Lago Itapeva in Brasilien und bei *Cyrenobatisa similis* (Taf. 2: 10a) aus einem Ästuar bei Xiamen, China auf. Entlang der Anwachslinien eingelagerte Eisenverbindungen wurden bei *Batissa corbiculoides* (Taf. 1: 1a), *Geloina coaxans* (Taf. 2: 5) und *Polymesoda anomala* (Taf. 2: 11) beobachtet.

Obwohl diese Limoniteinlagerungen zu einer deutlichen Abdunkelung des Periostracums führen, handelt es sich dabei nicht um eine Pigmentierung im eigentlichen Sinne, sondern um eine rein anorganisch-chemische Wechselwirkung zwischen dem in vivo eingestrudelten Sauerstoff-haltigen Atemwasser und dem umgebenden dysaeroben bis anoxischen Sediment. Ähnliche Vorgänge sind von zahlreichen anderen Invertebraten bekannt. Die gelbliche Färbung der Periostraca ist die Eigenfarbe des Conchins (TAKEMOTU et al. 2020).

Neben den o. g. Limoniteinlagerungen konnten bei vielen Arten rotbraune und violette bis violettgraue Anwachsstreifen festgestellt werden (vgl. Tab. 3), die auf saisonale, möglicherweise jahreszeitliche Schwankungen beim Pigmenteinbau in die Schale hinweisen (z. B. Taf. 1: 7a; Taf. 2: 7, 8, 10).

Die Schalen der Cyreniden bestehen unter dem Periostracum aus zwei aragonitischen Schalenlagen, die durch eine sehr dünne organische Lage, dem Myostracum getrennt werden (TAYLOR et al. 1973). Lediglich bei *Geloina* treten innerhalb der inneren Schalenlage weitere organische Lagen auf, die einen ähnlichen Aufbau aufweisen, wie das Periostracum (ISAJI 1993). Pigmente sind sowohl in der äußeren, als auch der inneren Schalenlage eingelagert. Die Ausprägung der Pigmentierung verändert sich dabei mit zunehmendem Pigmentanteil in der Schale. Bei vielen Arten verbreitet ist eine tiefblauviolette bis pinkfarbene Typ I-Pigmentierung der inneren Schalenlage, die sich auf der Schaleninnenseite erkennen

lässt. Sie geht z. T. mit radialen Farbmustern auf der Schalenaußenseite einher, die umso dichter werden, je höher der Pigmentanteil ist. Seltener ist eine rötliche bis eher gelborange Verfärbung der Schaleninnenseite zu beobachten. Auf die außergewöhnliche orangerote Verfärbung im Wirbelbereich von *Batissa violacea*, die wahrscheinlich auf das Carotinoid Astaxanthin zurückzuführen ist, wurde bereits oben eingegangen. Alle Cyrenidae-Arten können auch ohne jegliche Verfärbung auf der Innenseite auftreten (siehe z. B. Taf. 1: 2).

Die auf der Außenseite der Cyrenidae bei einem Drittel der rezenten Arten auftretende Radialstreifungen stimmen farblich (Farbton) meist mit den violetten Verfärbungen auf den Schaleninnenseiten überein, werden aber durch die Eigenfarbe der Periostraca in der Regel überdeckt oder farblich verändert, indem die Streifen rotbraun bis weinrot werden. Untersuchungen der Weichteile und Körperflüssigkeiten von wenigen *Corbicula*-Arten auf Pigmente ergaben bisher 30 verschiedene Carotinoide (KANTHA 1989, MAOKA et al. 2005a, b). Sortiert man diese nach der Farbe, kann man eine Gruppe von rosafarbenen bis scharlachroten (Pectenolon-Gruppe) und eine Gruppe von gelblichen Carotinoiden (Alloxanthin u. a.) unterscheiden. Untersuchungen der Schalen auf Pigmentbestandteile erfolgten bisher nicht, die Zusammensetzung des violetten Pigments ist daher bislang unbekannt. Die violetten Farben sind aber auch bei zahlreichen marinen Arten innerhalb der Venerida und auch bei den Cardiida verbreitet (z. B. bei *Asaphis*-, *Chamelea*-, *Donax*-, *Hiatula*-, *Macra*- und *Semele*-Arten) und wurden für einige dieser Arten als Polyene bestimmt (HEDEGAARD et al. 2006, THOMPSON et al. 2015, WADE et al. 2019). Vermutlich handelt es sich dabei um einen Astaxanthin-Protein-Komplex, der rote, blaue oder violette Farbtöne verursacht (MAOKA 2019). Polyene bzw. Carotinoide und Carotinoid-Proteine fluoreszieren jedoch nicht im gelben bis roten Spektrum, wie dies auch bei den untersuchten gefärbten Individuen festgestellt werden konnte. Daher können die bei *Falsocorbicula faujasi* festgestellten rötlich fluoreszierende Pigmentstreifen kein Carotinoid sein. Vergleichbare rote Fluoreszenzen

treten insbesondere bei den Tetrapyrrolen auf (BEUTLER 2003, WILLIAMS 2017) und werden hier als Hinweis auf das Vorhandensein von Phycobiliproteinen gewertet. Bei allen anderen, nicht sichtbar fluoreszierenden gelborangen bis rötlichen und blauvioletten bis violetten Pigmenten handelt es sich nach Ansicht des Autors u. a. aufgrund des Fluoreszenzverhaltens und der einfachen spektroskopischen Untersuchung an *Batissa violacea* wahrscheinlich eher um Carotinoide.

Cyrenidae sind semiinfaunale Filtrierer. Sie nehmen über ihre planktonische Nahrung in großer Menge Pigmente auf, die je nach Zusammensetzung hauptsächlich aus Carotinoiden und Phycobiliproteinen bestehen. Beide Pigmentgruppen treten in Mikroalgenpartikeln auf: Carotinoide in Diatomeen, Dinoflagellaten, Chlorophyten und Nannoplankton, Phycobiliproteine in Cryptophyten, Rhodophyten und Glaukophyten. Cyanophyceen enthalten sowohl Carotinoide wie auch Phycobiline (GLAZER 1994, BEUTLER 2003, MAOKA 2011, 2019, TOMAZIC 2019). Filtrierende Muscheln können ihre Nahrungsaufnahme nicht selektieren, sondern müssen das häufig saisonal wechselnde Nahrungsangebot ihres Lebensraumes akzeptieren. Die in den Filtraten enthaltenen Pigmente müssen ebenso verstoffwechselt werden, wie alle anderen Bestandteile der Nahrung. Carotinoide sind im Gegensatz zu den leicht wasserlöslichen Phycobiliproteinen lipophile Bestandteile, die nicht einfach ohne Energieverlust durch wässrige Ausscheidungen vollständig „entsorgt“ werden können. Ein Teil der Carotinoide wird zwar zu Vitamin A verstoffwechselt und zum Schutz vor chemischem und physiologischem Stress deponiert, ein „Überschuss“ führt jedoch zur Verfärbung der Weichteile und Körperflüssigkeiten. Anreicherungen von Carotinoiden in allen Weichteilen von verschiedenen essbaren Bivalven von bis zu mehreren Zehner Prozent und die Auswirkung auf deren Farbe sind hinreichend belegt (ZHENG et al. 2010, ZHANG et al. 2019 und dort zitierte Arbeiten). Es ist daher anzunehmen, dass bei einem erhöhten Carotinoidangebot, wie dies in Lagunen und Mangroven häufig längerfristig der Fall ist, auch Carotinoide von

den Epithelzellen des äußeren Mantellappens am Schalenrand in die aragonitische Schale eingebaut werden. Kurzzeitige Schwankungen im Carotinoidangebot sollten dagegen eher zu Anwachsstreifen führen, wie dies z. B. bei *Corbicula (C.) fluminea* aus der Loire und aus dem Rhein festgestellt werden konnte. Da das Periostracum der Cyrenidae aus schwefelhaltigen sauren Mucopolysacchariden besteht (DRESCHER 2017, TAKEMOTU et al. 2020) ist ein Einbau von Carotinoiden in das Conchin des Periostracums nicht möglich, ohne dessen Zusammensetzung nachteilig zu verändern. Im Umkehrschluss würde dies bedeuten, dass das Auftreten oder Fehlen von Carotinoid-Pigmentierungen bei Bivalven lediglich davon abhängt, ob der artspezifische Carotinoid-Grenzwert im Nahrungsangebot überschritten wird oder nicht. Dies würde auch erklären, warum es innerhalb einer Art und sogar innerhalb eines Individuums (Anwachsstreifen) zu so deutlichen Unterschieden in der Pigmentierung kommen kann und an bestimmten Stellen nur Populationen mit weißen, bestenfalls mit Anwachsstreifen versehenen Schalen (häufig in Flüssen), an anderen Stellen mit innen gefärbten Schalen (häufig in Stillwasserbereichen, Ästuaren, Seen und Lagunen) oder mit innen gefärbten und außen gestreiften Schalen (hauptsächlich in tropischen Seen, Lagunen und Mangroven) auftreten. Eine Korrelation des Auftretens von weißen Schalen mit dem Auftreten von physiologischem Stress (PREZANT et al. 1988) konnte nicht beobachtet werden. Die Annahme, dass Carotinoide auf die Mineralogie und Ausbildung des Schalenaufbaus einen Einfluss haben (WADE et al. 2019 und dort zitierte Arbeiten) steht nicht im Widerspruch zur Annahme, dass Carotinoide nur bei entsprechend hohen Gehalten im Mantel in die Schale eingebaut werden.

Ob auch die Herkunft der Phycobiliproteine bei *Falsocorbicula fanjasi* durch einen Einbau über die Mantelepithelzellen erklärt werden kann, ist unklar. Phycobiliproteine werden zwar immer über die Nahrung der Bivalven aufgenommen, lassen sich aber leicht wieder abscheiden. Zur Ablagerungszeit der *Falsocorbicula*-Bänke im Mainzer Becken waren im Nahrungsstrom sicherlich erhöhte Gehalte an

Phycobilinen vorhanden, da zu diesem Zeitpunkt im Mainzer Becken verstärkt Cyanophyceen auftraten, die sogar ganze Riffkörper bildeten. Ein Einbau von über die Nahrung aufgenommenen Phycobiliproteinen in die Schale ist jedoch bei brackischen Bivalven nicht bekannt und wird daher als eher unwahrscheinlich betrachtet. Am einfachsten lässt sich das Vorhandensein von Phycobiliproteinen durch eine Kontamination infolge der Einbettung in einem Cyanophyceen-reichen Schlamm erklären.

Die Ursache der gelben Fluoreszenz bei den fossilen Arten ist bisher nicht bekannt (CAZE et al. 2005a, WILLIAMS 2017), wenngleich man aufgrund der Häufigkeit annehmen muss, dass es sich um Abbauprodukte von Carotinoiden handelt. Sicher ist lediglich, dass die gelbe bis gelborange UVA-Fluoreszenz bei den fossilen Arten auf Abbauprodukte von organischen Verbindungen zurückgeht, da sonst eine Verstärkung der Fluoreszenzmuster durch eine Oxidation mit Chlorbleichlauge nicht möglich wäre (KRUEGER 1974). WILLIAMS (2017) nimmt deshalb an, dass es sich bei den fluoreszierenden Pigmenten um oxidierte Abbauprodukte der ursprünglichen Farbstoffe handelt. Die meisten Carotinoide enthalten 40 Kohlenstoffatome und bestehen aus einer Polyenkette mit neun konjugierten Doppelbindungen und einer Endgruppe auf jeder Seite. Es gibt Carotinoide, die reine Kohlenwasserstoffe sind (Carotin, Lycopon usw.) und solche, die Sauerstoffatome in ihren Endgruppen enthalten (Xanthophylle). Der diagenetische Abbau der Carotinoidmoleküle kann sowohl durch Oxidation als auch durch Reduktion erfolgen. Bei der Oxidation, die im aeroben Milieu stattfindet, spielen meist fotochemische Vorgänge unter Einfluss des UV-Anteils im Sonnenlicht eine Rolle. Dabei werden die Doppelbindungen in den cyclischen Endgruppen der Moleküle angegriffen (MAOKA 2011, 2019). Bei der reduzierenden Degeneration der Moleküle erfolgt hingegen innerhalb der Polyenkette eine Sättigung der Doppelbindungen unter Erhalt des Kohlenstoffgerüsts (HEBTING et al. 2006).

Sedimente, die organische Bestandteile enthalten, sind meist nur an der Oberfläche und

in den obersten Zentimetern der Profilsäule aerob. Bereits in wenigen Zentimetern Tiefe stellen sich meist anaerobe Bedingungen ein, leicht erkennbar an der Veränderung der Farbe von eher gelblich-ockerfarbenen zu grauen bis schwarzen Farbtönen. Die Cyrenidae leben überwiegend in schlammigen Böden mit einem hohen Anteil an organischen Bestandteilen und geringen, jahreszeitlich oft schwankenden Sauerstoffanteilen (z. B. in Mangrovensedimenten, Lagunensedimenten usw., vgl. Tab. 1). Die gute Erhaltung der Aragonitschalen bei den untersuchten fossilen Arten, bei denen die o. g. gelbe UV-Fluoreszenz ausgebildet ist, spricht zudem dafür, dass die Schalen nicht relevant einem meteorischen Süßwassereinfluss ausgesetzt waren. Nach dem natürlichen Tod des Organismus muss man bei den fossilen Resten daher eine rasche Einbettung annehmen. Bei der Einbettung der Organismen findet zusätzlich eine mikrobielle Eiweißzersetzung der organischen Bestandteile (betrifft auch das Periostracum und die Proteine in den Carotinoid-Proteinkomplexen) statt, wodurch es zusätzlich zu einer lokale Sauerstoffzehrung und  $H_2S$ -Bildung um das Fossil kommt. Daher ist die Annahme einer Genese der gelb fluoreszierenden Pigmentreste als Oxidationsprodukte unter aeroben Milieubedingungen nach Ansicht des Autors kaum zutreffend. Allenfalls in Schillen wäre für oben aufliegende exponierte Schalen eine kurzfristige aerobe Phase denkbar, bevor sich reduzierende Milieubedingungen einstellen. HEBTING et al. (2006) haben gezeigt, dass während der frühen Diagenese unter  $H_2S$ -Einfluss in zwei Reaktionsstufen zunächst durch eine Addition von Hydrogensulfidionen ein Aufbrechen der Doppelbindungen in den Polyenkettens und danach eine reduktive Desulfurierung stattfindet. Schrittweise werden so die Doppelbindungen der Polyenkette der Carotinoide zu Einfachbindungen reduziert. Dabei entstehen reduzierte Carotinoid-Derivate mit Alkanzwischenketten (Carotane und vergleichbare gesättigte Verbindungen = Carotanoide). Nimmt man das häufigste bei Bivalven festgestellte farbgebende Carotinoid der Schale Astaxanthin als Ausgangs-

substanz, dann sollte Astaxanthin entstehen. Bei einer zunächst oxidativen, dann reduktiven Degeneration können auch kürzerkettige C18-Carotinoid-Ketone entstehen. Ein solches aromatisches C18-Carotinoid-Keton wurde von HEBTING et al. (2006) gemeinsam mit anderen Carotinoiden und Carotanoide in  $H_2S$ -haltigen Sedimenten nachgewiesen. Zur Genese weiterer Abbauprodukte unter mikrobiellem enzymatischem Einfluss im reduzierenden Milieu liegen bisher keine belastbaren Daten vor, obwohl derartige Abbauprodukte angesichts der hohen Anzahl an saprobiontischen Pilzen in anoxischen Sedimenten zu erwarten sind (CATHRINE & RAGHUKUMAR 2008, ARFI et al. 2012, BOOTH et al. 2018).

Sowohl die Carotanoide als auch Carotinoidketone sind weitgehend wenig farbgebende bis farblose Substanzen und zeigen ein anderes Fluoreszenzverhalten als die Carotinoide: Bei den polaren Ketonen ist die Fluoreszenz generell zu energieärmeren Wellenlängen verschoben. Substanzgemische mit hohen C18-Ketongehalten wurden u. a. in Cutinit-Kerogenen nachgewiesen (LIU et al. 2019), die typischerweise eine gelbe bis gelborange Fluoreszenz aufweisen.

Da der Vorgang der Fluoreszenzverstärkung reversibel ist und bei einer Begasung mit  $H_2S$  wieder verschwindet (KRUEGER 1974) ist anzunehmen, dass die fluoreszierenden Pigmentreste noch nicht vollständig reduziert sind, sondern eine Hydrogensulfurisierung noch möglich ist. Ob die Fluoreszenzverstärkung durch Chlorbleichlauge auf eine partielle Chlorierung oder lediglich durch eine zusätzlich Chemolumineszenz (MALLET 1927) erfolgt, ist derzeit unklar.

## 5. Schlussfolgerungen

Die Farbgebung der Schaleninnenseite und das Auftreten von elementaren Radialmustern bei Arten der Familie Cyrenidae GRAY, 1840 ist innerhalb der einzelnen Arten höchst variabel. Es können 4 Typen der Pigmentierung unterschieden werden, die als Typ I bis IV bezeichnet werden und in mehreren Vari-

anten auftreten. Sie sind teilweise kombinierbar und arttypisch, teilweise auch gattungstypisch. Radiale Farbmuster können bei nahezu 60 % der bekannten rezenten Arten nachgewiesen werden und gehen wahrscheinlich auf Carotinoide oder Carotinoidproteine in der Schalensubstanz zurück. Es ist anzunehmen, dass solche Pigmentierungen bei entsprechendem Nahrungsangebot bei allen Cyrenidae-Arten auftreten können, wenn der artspezifische Carotinoidspiegel in den Weichteilen überschritten wird.

Die Ausprägung der radialen Muster auf der Schalenaußenseite lässt sich mit der Farbdichte auf der Schaleninnenseite korrelieren und verändert sich mit zunehmendem Pigmentanteil der Schale. Kräftige Pigmentierungen und dichte radiale Farbstreifen bis Strichelungen (Typen IIc bis d) treten hauptsächlich in Milieus auf, in denen hohe Gehalte an Carotinoidhaltiger Nahrung zur Verfügung stehen (Mangrovensedimente, tropische Ästuare). Mäßige Carotinoidgehalte führen eher zu fleckigen Pigmentierungen der Innenseite und scharf begrenzten Radialstreifen auf der Außenseite (Typ IIb), niedrige zu Pigmentierungen der Lateralzähne und -furchen sowie zu initialen Radialstreifen am Schalenrand (Typ IIa). Durch saisonale schwankende Carotinoidgehalte der Nahrung kommt es zusätzlich zu einer farblich hervortretenden Anwachsstreifung.

Bei den fossilen Arten sind die Radialmuster als gelbliche bis gelborange UVA-Fluoreszenzmuster nachweisbar. Diese „gelbe“ Fluoreszenz ist auch bei allen anderen fossilen Muschelgruppen mit UV-Mustern bekannt. Sie kann durch Chlorbleichlauge verstärkt und unter H<sub>2</sub>S-Einfluss wieder reduziert werden. Sie geht nach Ansicht des Autors hauptsächlich auf unter reduzierenden Bedingungen entstandene Umwandlungsprodukte von Carotinoiden zurück (Carotanoide und andere weitgehend gesättigte Verbindungen, ggf. Carotanoid-Ketone).

Das vermutete Auftreten von Biliproteinen bei *Falscorbicula faujasi* wird auf Kontaminationen durch die Einbettung in Cyanophyteen-haltigem Schlamm während der frühen Diagenese zurückgeführt.

## 6. Danksagung

Ich danke meiner Frau Prof. Dr. Kirsten GRIMM als Kuratorin der naturwissenschaftlichen Sammlungen für die Bereitstellung von Material aus der geowissenschaftlichen Sammlung der Johannes Gutenberg-Universität Mainz und die Genehmigung, ausgewählte Stücke mit Chlorbleichlauge behandeln zu dürfen. Herrn Dr. Carsten RENKER danke ich für die Vermittlung von Kontakten zu einem chinesischen Molluskensammler. Weiterhin danke ich Herrn Dr. Günther ENTENMANN, Ingelheim für Hinweise zu den Biochromen und die kritische Durchsicht des Manuskriptes.

## 7. Literatur

- AFFENZELLER, S., WOLKENSTEIN, K., FRAUENDORF, H. & JACKSON, D. J. (2019): Eumelanin and pheomelanin pigmentation in mollusc shells may be less common than expected: insights from mass spectrometry. – *Frontiers in Zoology* **16** (47): <https://doi.org/10.1186/s12983-019-0346-5>
- ARFI, Y., MARCHAND, C., WARTEL, M. & RECORD, E. (2012): Fungal diversity in anoxic-sulfidic sediments in a mangrove soil. – *Fungal Ecology* **5** (2): 282-285. Amsterdam.
- BARNARD, W. & DE WAAL, D. (2006): Raman investigation of pigmentary molecules in the molluscan biogenic matrix. – *Journal of Raman Spectroscopy* **37** (1): 342-352. Hoboken, NJ.
- BEUTLER, M. (2003): Spectral fluorescence of chlorophyll and phycobilins as an in-situ Tool of phytoplankton analysis – models, algorithms and instruments. – Dissertation Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät der Christian-Albrechts-Universität. 170 S., Kiel.
- BLUMER, M. (1960): Chemical fossils: Trends in organic geochemistry. – *Pure and Applied Chemistry* **34** (3-4): 591-609. London.
- BOOTH, J. M., FUSI, M., MARASCO, R., MICHOU, G., FODELIANAKIS, S., MERLINO, G. & DAFFONCHIO, D. (2018): The role of fungi in heterogeneous sediment microbial networks. – *Nature Scientific Reports* (2019) **9**: 14 pp. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-43980-3>
- CATHRINE, S. J. & RAGHUKUMAR, C. (2008): Anaerobic denitrification in fungi from the coastal marine sediments of Goa, India. – *Mycological Research* **113** (1): 100-109. doi: 10.1016/j.mycres.2008.08.009. Epub 2008 Sep 13.
- CAZE, B., MERLE, D., PACAUD, J.-M. & SAINT MARTIN, J.-P. (2010): First systematic study using the variability of the residual colour patterns: the case on

- the Paleogene Seraphsidae (Mollusca, Gastropoda, Stromboidea). – *Geodiversitas* **32** (3): 417-477. Paris.
- CAZE, B., MERLE, D., SAINT MARTIN, J.-P. & PACAUD J.-M. (2011a): Contribution of residual colour patterns to the species characterization of Caenozoic molluscs (Gastropoda, Bivalvia). – *Comptes Rendues Palevol* **10** (2-3): 171-179. Amsterdam.
- CAZE, B., MERLE, D., LE MEUR, M., PACAUD, J.-M., LEDON, D. & SAINT MARTIN, J.-P. (2011b): Taxonomic implications of the residual colour patterns of ampullinid gastropods and their contribution to the discrimination from naticids. – *Palaeontologica Polonica* **56** (2): 329-347. Warsaw.
- CAZE, B., MERLE, D. & SCHNEIDER, S. (2015): UV light reveals the diversity of Jurassic shell colour patterns: Examples from the Cordebugle Lagerstätte (Calvados, France). – *PLoS ONE* **10** (6): 38 pp. e0126745. doi:10.1371/journal.pone.0126745
- CARVALHO, C. C. C. R. DE & CARAMUJO, M. J. (2017): Carotenoids in aquatic ecosystems and aquaculture: A colorful business with implications for human health. – *Frontiers in Marine Science* **4** (93): 14 pp. doi:10.3389/fmars.2017.00093
- CHEN, J., WEI, D. & POHNERT, G. (2017): Rapid estimation of Astaxanthin and the Carotenoid-to-Chlorophyll ratio in the green microalga *Chromochloris zofingensis* using flow cytometry. – *Marine Drugs* **15** (7) 231: 23 pp. doi:10.3390/md15070231
- COMFORT, A. (1951): The pigmentation of molluscan shells. – *Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society* **26**: 285-301. Hoboken, NJ.
- DRESCHER, B. D. (2017): An ecological examination of Johnson Bayou (Pass Christian, Ms) with a reproductive histological analysis of *Rangia cuneata*, and a comparative morphological study of the foot and shell of *Rangia cuneata* and *Polymesoda caroliniana*. – Dissertation, University of Southern Mississippi. 176 pp., Hattiesburg. <https://aquila.usm.edu/dissertations/1426>
- FOX, D. L. (1953): Animal biochromes and structural colours. 379 pp., Cambridge University Press. London, New York.
- FOX, D. L. (1966): Pigmentation of Molluscs. – 249-274. In: WILBUR, K. M. & YONGE, C. M. [eds]: *Physiology of Mollusca*, II, 2. 645 pp., Academic Press. New York, London.
- FOX, D. L. (1976): Animal biochromes and structural colours: Physical, chemical, distributional and physiological features of the coloured bodies in the animal world. 2<sup>nd</sup> ed., 246 pp., University of California Press. Berkeley, CA.
- GLAZER, A. (1994): Phycobiliproteins – a family of valuable, widely used fluorophores. – *Journal of Applied Phycology* **6** (2): 105-112. Dordrecht.
- HARZHAUSER, M., MANDIC, O., BÜYÜKMERİÇ, Y., NEUBAUER, T. A., KADOLSKY, D. & LANDAU, B. M. (2016): A Rupelian mangrove swamp mollusc fauna from the Thrace Basin in Turkey. – *Archiv für Molluskenkunde* **145** (1): 23-58. Frankfurt a. M.
- HEBTING, Y., SCHAEFFER, P., BEHRENS, A., ADAM, P., SCHMITT, G., SCHNECKENBURGER, P., BERNASCONI, S. M. & ALBRECHT, P. (2006): Biomarker evidence for a major preservation pathway of sedimentary organic carbon. – *Science* **312**: 1627-1631. Washington D.C.
- HEDEGAARD, C., BARDEAU, J.-F. & CHATEIGNER, D. (2006): Molluscan shell pigments. An in situ resonance raman study. – *Journal of Molluscan Studies* **72** (2): 157-162. Oxford.
- HÖLZL, O. (1957): Die Corbiculidae der oligozänen und miozänen Molasse Oberbayerns sowie Bemerkungen zu den ober-bayerischen Cyrenenschichten nebst Beschreibung neuer Arten. – *Geologica Bavarica* **29**: 1-84. München.
- HÜHN, M. M. (1994): Carotinoide in photosynthetisch aktiven Eukaryoten. – Dissertation Fachbereich Chemie Philipps-Universität Marburg. 306 S., Cuvillier. Göttingen.
- ISAJI, S. (1993): Formation of organic sheets in the inner shell layer of *Geloina* (Bivalvia: Corbiculidae): An adaptive response to shell dissolution. – *The Veliger* **36** (2): 166-173. Berkeley, CA.
- KANTHA, S. S. (1989): Carotenoids of edible molluscs; a review. – *Journal of Food Biochemistry* **13**: 429-442. Trumbull, CT.
- KENNEDY, G. Y. (1979): Pigments of marine invertebrates. – *Advances in Marine Biology* **16**: 309-381. London, New York, San Francisco.
- KOMURA, T., KAGI, H., ISHIKAWA, M., YASUI, M. & SASAKI, T. (2018) Spectroscopic investigation of shell pigments from the family Neritidae (Mollusca: Gastropoda). 73-82. – In: ENDO, K., KOGURE, T. & NAGASAWA, H. [eds]: *Biom mineralization from Molecular and Nano-structural Analyses to Environmental Science*. xi + 413 pp., Springer. Singapore.
- KRUEGER, K. K. (1974): The use of ultraviolet lights in the study of fossil shells. – *Curator* **17** (1): 36-49. Malden, MA.
- LEIGHTON, D. I. (1961): Observations of the effect of diet on shell coloration in the red abalone, *Haliotis rufescens* SWAINSON. – *The Veliger* **4**: 29-32. Berkeley, CA.
- LIEBER, W. (1957): Die Fluoreszenz von Mineralen. – *Der Aufschluss*, Sonderheft 5: 62 S., Heidelberg.
- LIU, L., DU, M., LI, G., FAN, J., SCHOBERT, H. H. & HE, C. (2019): Study on the small molecular composition of Cutinitin from Luquan cutinitic liptobiolith by ultrasonic-assisted sequential extraction. – *Energy Fuels* **33** (4): 3465-3472. <https://doi.org/10.1021/acs.energyfuels.9b00264>
- LIU, X., WU, F., ZHAO, H., ZHANG, G. & GUO, X. (2009): A novel shell color variant of the Pacific abalone *Haliotis discus hannai* INO subject to genetic control and dietary influence. – *Journal of Shellfish Research* **28**: 419-424. Washington D.C.
- LUTZ, R. A. & RHOADS, D. C. (1980): Growth patterns within the molluscan shell: An overview. – 203-254. In: RHOADS, D. C. & LUTZ, R. A. [eds]: *Skeletal growth of aquatic organisms*. xii + 764 pp. Plenum. New York, London.
- MALLET, L. (1927): Phénomènes de luminescence au cours de réactions oxydantes en solutions aqueuses. – *Comptes rendus hebdomadaires des séances de l'Académie des sciences* **185**: 352-354. Paris.

- MAOKA, T. (2011): Carotinoids in Marine Animals. – *Marine Drugs* **9** (2): 278-293. <https://doi.org/10.3390/md9020278>
- MAOKA, T. (2019): Carotenoids as natural functional pigments. – *Journal of Natural Medicines* **74**: 1-16 [2020]. <https://doi.org/10.1007/s11418-019-01364-x>
- MAOKA, T., FUJIWARA, Y., HASHIMOTO, K. & AKIMOTO, N. (2005a): Structure of new Carotenoids from *Corbicula* clam *Corbicula japonica*. – *Journal of Natural Products* **68** (9): 1341-1344. <https://doi.org/10.1021/np058053n>
- MAOKA, T., FUJIWARA, Y., HASHIMOTO, K. & AKIMOTO, N. (2005b): Carotenoids in three species of *Corbicula* clams, *Corbicula japonica*, *Corbicula sandai*, and *Corbicula* sp. (Chinese freshwater Corbicula Clam). – *Journal of Agricultural and Food Chemistry* **53** (21): 8357-8364. Washington D.C.
- MATSUNO, T. (1985): New structures of carotenoids in marine animals. – *Pure & Applied Chemistry* **57** (5): 659-686. <https://doi.org/10.1351/pac198557050659>
- MEINHARD, H. (1997): Wie Schnecken sich in Schale werfen. 252 S., Springer. Berlin, Heidelberg, New York.
- MERLE, D., PACAUD, J.M., KRILLOFF, A. & LOUBRY, P. (2008): Les motifs colorés résiduels des coquilles lutéiennes du bassin de Paris. – 182-227. In: MERLE, D. (coord.): Stratotype Lutétien. – Collection Patrimoine géologique 1: 288 pp., Paris (Muséum national d'Histoire naturelle), Mèze (Biotope), Orléans (BRGM).
- NEEDHAM, A. E. (1974): The significance of zoochromes. 429 pp., Springer. Berlin, Heidelberg, New York.
- NEUFFER, F. O. (1971): Nachweis von Färbungsmustern an tertiären Bivalven unter UV-Licht. – *Abhandlungen des Hessischen Landesamtes für Bodenforschung* **60**: 121-130. Wiesbaden.
- NEUFFER, F. O. (1972): Im UV-Licht nachweisbare Färbungsmuster bei Pectiniden aus dem Unteren Meeressand des Mainzer Beckens. – *Notizblatt des Hessischen Landesamtes für Bodenforschung* **100**: 41-45. Wiesbaden.
- NUNGESSER, K. (2016): Der Steinbruch Mainz-Laubenheim – Ein Fenster in die Welt des frühen Miozäns. – *Der Steinkern* **25**: 14-27. Bielefeld.
- PEARLSTEIN, E., HUGHS, M., MAZUREK, J., MCGRAW, K., PESME, C. & GARCIA-GARIBAY, M. (2014): Correlation between photochemical damage and UV fluorescence of feathers. – In: BRIDGLAND, J. [ed.]: ICOM-CC 17<sup>th</sup> Triennial Conference Preprints, Melbourne, 15-19 September 2014, Art. 0406, 8 S., Paris.
- PEURSEN, A. D. P. VAN (2013): Nadere informatie over de verspreiding van *Corbicula*'s in Europa en in België en Nederland in het bijzonder. – *Gloria Maris* **52** (3-4): 62-78. Antwerp.
- PONDER, W. F., LINDBERG, D. R. & PONDER, M. (2019): Biology and Evolution of the Mollusca. Vol. 2. 900 pp., CRC Press. Boca Raton, FL.
- PREZANT, R. S., TAN TIU, A. & CHALERMWAT, K. (1988): Shell microstructure and color changes in stressed *Corbicula fluminea* (Bivalvia: Corbiculidae). – *The Veliger* **31** (3/4): 236-243. Berkeley, CA.
- SCHEER, H., YANG, X. & ZHAO, K.-H. (2015): Biliproteins and their applications in bioimaging. – *Procedia Chemistry* **14**: 176-185. Amsterdam.
- SMITH, G. J. (1995): New trends in photobiology (invited review). Photodegradation of keratin and other structural proteins. – *Journal of Photochemistry and Physiology B: Biology* **27**: 187-198. Amsterdam.
- SUMAMPOUW, S. M., MANTIRI, D. M. H., BONEKA, F. B., OMPI, M., PAULUS, J. J. H. & WANTASEN, A. (2018): Klasifikasi warna cangkang dan pigmen karotenoid pada *Littoraria pallescens* (PHILIPPI, 1846) dari wilayah ekosistem mangrove desa Mokupa kecamatan Tombariri dan desa Basaan kecamatan Ratatotok [Shell Color Classification and Carotenoid Pigments on *Littoraria pallescens* (PHILIPPI, 1846) from Mangrove Ecosystem Area on Mokupa Village, Tombariri Sub District and Basaan Village, Ratatotok Sub District]. – *Journal Ilmiah Platax* **6** (2): 98-105. Manado.
- TAKEMOTU, K., MITSUHASHI, K., TABUCHI, M., SEGAWA, Y., BAMBA, D. & OHTA, T. (2020): Chemical state analysis of the periostracum in the *Corbicula* clam hatched in Lake Biwa. – *Journal of Water and Environmental Technology* **18** (1): 62-69. Tokyo.
- TAYLOR, J. D., KENNEDY, J. M. & HALL, A. (1973): The shell structure and mineralogy of the Bivalvia. Lucinacea – Clavagellacea, conclusions. – *Bulletin of the British Museum (Natural History) Zoology* **22** (9): 253-294. London.
- THOMPSON, C. M., NORTH, E. W., KENNEDY, V. S. & WHITE, S. N. (2015): Classifying bivalve larvae using shell pigments identified by Raman spectroscopy. – *Analytical and Bioanalytical Chemistry* **407** (13): 3591-3604. Berlin, Heidelberg.
- TICHY, G. (1980): Über die Erhaltung von Farben und Farbmustern an triassischen Gastropoden-Gehäusen. – *Verhandlungen der Geologischen Bundesanstalt* **1980** (2): 175-217. Wien.
- TIXIER, R. (1952): Sur quelques pigments tétrapyrroliques provenant d'animaux marins. – *Mémoires du Muséum National d'Histoire Naturelle, Nouvelle Série, A* **5** (2): 343-397. Paris.
- TOMAZIC, N. (2019): Untersuchungen zur Struktur und Spezifität der Phycobiliproteinlyase CPES aus *Guillardia theta*. – Dissertation Fachbereich Biologie Technische Universität Kaiserslautern. 170 S., Kaiserslautern.
- WADE, J., PUGH, H., NIGHTINGALE, J., KIM, J. S. & WILLIAMS, S. T. (2019): Colour in bivalve shells: Using Resonance Raman spectroscopy to compare pigments at different phylogenetic levels. – *Journal of Raman Spectroscopy* **50** (10): 1527-1536. Hoboken, NJ.
- WILLIAMS, S. T. (2017): Molluscan Shell Colour. – *Biological Reviews* **92** (2): 1039-1058. Cambridge.
- WILLIAMS, S. T., ITO, S., WAKAMATSU, K., GORAL, T., EDWARDS, N. P., WOGELIUS, R. A., HENKEL, T., DE OLIVEIRA, L. F. C., MAIA, L. F., STREKOPYTOV, S., JEFFRIES, T., SPEISER, D. I. & MARSDEN, J. T. (2016): Identification of shell colour pigments in marine snails *Clanculus pharaonicus* and *C. margaritarius* (Trochoidea; Gastropoda). – *PLoS ONE* **11** (7): 25 pp. e0156664. doi:10.1371/journal.pone.0156664

- WOLF, F. T. & STEVENS, M. V. (1967): The fluorescence of carotenoids. – Photochemistry and Photobiology **6**: 597-599. Oxford.
- ZHANG, B., ZHU, C., MENG, Z., LIU, B., ZHONG, L. HUANG, G., SU, J., FAN, S. & YU, D. (2019): Carotenoids in pearl oyster *Pinctada fucata*: The tissue distribution and correlation to color parameters. – Pakistan Journal of Zoology **51** (5): 1655-1661. Punjab.
- ZHENG, H., LIU, H., ZHANG, T., WANG, S., SUN, Z., LIU, W. & LI, Y. (2010): Total carotenoid differences in scallop tissues of *Chlamys nobilis* (Bivalve: Pectinidae) with regard to gender and shell colour. – Food Chemistry **122** (4): 1164-1167. Washington, D.C.

### **Anschrift des Verfassers**

Dr. Matthias Claudius Grimm  
UDL Dr. Grimm Umweltdienstleistungen  
Eduard-Frank-Straße 12  
D-55122 Mainz  
E-Mail: UDL.Dr.Grimm@t-online.de

Manuskript eingegangen: 04.10.2020

# ZOBODAT - [www.zobodat.at](http://www.zobodat.at)

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Mainzer naturwissenschaftliches Archiv](#)

Jahr/Year: 2020

Band/Volume: [57](#)

Autor(en)/Author(s): Grimm Matthias C.

Artikel/Article: [Pigmentierungen und elementare Schalenmuster bei der Familie Cyrenidae Gray, 1840 \(Mollusca, Bivalvia\) mit Anmerkungen zur „gelben Fluoreszenz“ bei fossilen Mollusken 25-52](#)