

Über die Erhaltung von Farben und Farbmustern an triassischen Gastropoden-Gehäusen

(Colour Retention in Triassic Gastropods)

Von GOTTFRIED TICHY *)

Mit 6 Abbildungen und 7 Tafeln

Schlüsselwörter

Trias
Gastropoden
Farberhaltung

Zusammenfassung

Erstmals können an 114 triassischen Arten und Unterarten, welche in 30 Gattungen und Untergattungen auftreten, Farbspuren und Farbzeichnungen nachgewiesen werden. Marine Gastropoden sind fast ausschließlich in warmen, gut durchlichteten Meeren lebhaft gefärbt. Die Pigment- und Granula-führende Schicht liegt meist knapp unter dem Periostracum. Die Bedeutung der Farbzeichnungen und die bathymetrische Abhängigkeit der Farben werden diskutiert. Die Biochemie der Gehäusefarbstoffe und deren Fossilisation, wie auch die Evolution der Farbmuster, wird kurz besprochen.

Abstract

For the first time 114 Triassic species and subspecies belonging to 30 genera with colour patterns are listed. Marine gastropods with colour markings are almost exclusively restricted to warm and shallow waters. The small pigment and granula-bearing layers are mostly situated under the periostracum. Because of the external situation of the coloured layers and the solution of pigments during diagenesis, colour retentions are rare. The meaning of colour patterns and the bathimetric relation of pigments, the fossilisation and evolution of colour patterns is given.

1. Einleitung

Färbungen des Weichkörpers und der Hartteile sind im Tierreich eine weit verbreitete Erscheinung. Selbst aus altpaläozoischen Schichten sind Invertebratenreste verschiedenster Tierstämme mit Farberhaltung bekannt geworden. Farbzeichnungen treten z. B. an Trilobiten (RAYMOND 1922, WILLIAMS 1930, WELLS 1942), Brachiopoden (ALBERTI 1845, GREGER 1908, KAYSER 1871, RICHTER 1919, 1924), Cephalopoden (FISCHER 1925, FLOWER 1935, FOERSTE 1930, DUNBAR 1924, PINNA 1972) sowie an Bivalven (FISCHER 1925) und Gastropoden (GIRTY 1912, KNIGHT 1929, 1933 a, b, RAYMOND 1906, ROUNDY 1914) auf. Unter den fossilen Mollusken zeigen am ehesten die Gastropoden Farbzeichnungen. FOERSTE (1930) gibt insgesamt 293 Gastropoden mit Farberhaltung an. 224 davon entfallen allein auf das Tertiär, 25 auf das Mesozoikum (Kreide: 5, Jura: 11, Trias: 9) und 44 auf das Paläozoikum.

*) Anschrift des Verfassers: Dr. GOTTFRIED TICHY, Institut für Geowissenschaften der Universität Salzburg, Akademiestraße 26, A-5020 Salzburg.

davon stammen 33 aus dem Karbon. Von den klassischen Lokalitäten der Trias sind zahlreiche Gastropoden mit Farbzeichnungen bekannt, wenn auch nie eingehend studiert worden. Nur DEECKE (1917, 9) führt 11 und OPPENHEIM (1918) 10 Arten an. Im Zuge einer Revision triassischer Gastropodenfaunen ergab die Durchsicht der verschiedensten Sammlungen und der Literatur die stattliche Anzahl von 114 Arten und Unterarten, welche auf 30 Gattungen bzw. Untergattungen aufgeteilt sind.

2. Auftreten von Farbzeichnungen

Es ist allgemein bekannt, daß in arktischen oder gemäßigten Breiten die Mollusken nur schwach oder nicht gefärbte Gehäuse haben, während in den Tropen die lebhaft gefärbten überwiegen. Unter den rezenten Gattungen sind es vor allem die artenreichen tropischen Coniden, Cypræen und Olividen, die unterschiedlichste Farbmuster tragen. Ihre nördlichen Vertreter sind, falls überhaupt, nur eintönig gefärbt (STRAUCH 1972, 100). Bei Meerestemperaturen unterhalb 12° C im wärmsten Monat, kommt es unter den Mollusken zu keiner Ausbildung von Farbmustern (NICOL 1967, 1330). Daraus ergibt sich, daß unter den meeresbewohnenden Tieren im allgemeinen nur jene aus gut durchlichteten, warmen, flachen Meeren bunt gefärbt sind. Der erste, der diese Feststellung machte, dürfte FORBES (1843, 172) gewesen sein.

NEWTON (1907) beobachtete, daß im Mittelmeer unterhalb von 100 fm (180 m) nur eine von 18 Molluskenschalen gefärbt ist, wobei diejenigen mit Farbzeichnungen nur fragliche Bewohner dieser Tiefen sind. In 25–55 fm (65–100 m) Tiefe ist das Verhältnis der gefärbten zu den ungefärbten 1 : 3 und im ganz seichten Wasser, von 0–2 Faden (0–3,6 m) Tiefe 1 : 2 oder noch höher. Während im Mittelmeer etwas mehr als die Hälfte aller Mollusken des Seichtwassers gefärbt ist, ist das Verhältnis in tropischen Gewässern noch höher. JEFFREYS (1862) hat in größeren Tiefen (110–215 m) noch lebhaft gefärbte Schalen von *Tapes virginea*, *Venus ovata* und *Trochus ziziphinus* angetroffen. Ob diese Tiere aber noch lebten oder eingeschwemmt waren, geht aus dem Text nicht hervor.

3. Bedeutung der Farbzeichnung

So vielfältig die Farbzeichnung am Gehäuse der Gastropoden sind, so vielfältig ist auch ihre Deutung:

- Ohne Nutzen für den Träger (indifferente Bedeutung),
- Auslöserfunktion (zum gegenseitigen Erkennen, Vorteil bei der Zuchtwahl: semantische Bedeutung): Kommt bei Gastropoden nicht vor.
- Binden von schädlichen Metaboliten (antitoxische Bedeutung),
- Reservestoffe (kommt nicht in Betracht, da die abgelagerten Farbstoffe für das Tier nicht rückgewinnbar sind),
- Schutz gegen Sonnenstrahlung (Lichtschutz),
- Tarnen durch Somatolyse (kryptische Bedeutung),
- Schutz durch Schockfarben (Warnfarben; semantische Bedeutung: bei Nacktschnecken.

Da bekanntlich die Fülle der Formen und Muster lebender Wesen größer ist als diejenige ihrer möglichen Funktionen, ist es auch nicht verwunderlich, daß EIMER u. a. Forscher die Auffassung der völligen Zwecklosigkeit der Färbung vertreten. Auch MORTON (1968, 52) neigt zur Ansicht, daß bei primitiven Mollusken die Schalenpigmente keine adaptive Bedeutung besitzen.

Wenn auch die Bedeutung der Färbung noch nicht in allen Einzelheiten klar erkannt ist, so vertritt der Autor doch die Ansicht einer weitgehenden Zweckge-

bundenheit von Färbung und Farbzeichnung. Die meisten niederen Mollusken haben, wenn überhaupt, nur schwach ausgebildete Lichtsinnesorgane entwickelt. Obwohl Färbung und Zeichnung, wie auch die Gestalt des Tieres, ohne Beziehung zu ihrer gegenseitigen Sichtbarkeit geformt sind, kann man Färbung und Zeichnung nicht generell für indifferent bezeichnen, wie dies PORTMANN (1960, 122) behauptet, auch wenn bei Muscheln und Schnecken eine Auslösefunktion durch Färbung nicht in Frage kommt. Diese wird durch chemische Stoffe vermittelt. Die Flammen- und Zickzackmuster an der Oberseite paläozoischer Orthoceraten wie auch beim rezenten Nautilus können nicht Selbstzweck sein. Von oben betrachtet ist das Tier, aufgrund seiner Zickzackmusterung vom Schatten, den die Wellen auf den Meeresboden werfen, kaum zu unterscheiden. Von unten gesehen hebt sich die hellere Unterseite von der ebenfalls hellen Wasseroberfläche schwer ab. Zusätzlich hebt die Gegenschattierung — dunkle Oberseite und helle Unterseite (bei einer Beleuchtung von oben) — die plastische Wirkung auf (THAYERS-Prinzip).

Wie vorhin besprochen, besteht eine deutliche Wechselbeziehung zwischen Licht, Temperatur und Farbzeichnung. Betrachten wir den Temperaturfaktor allein, so ist mit Zunahme der Temperatur ein gesteigerter Stoffwechsel bis zu einer Optimaltemperatur zu beobachten. Im Zusammenhang damit stehen auch die größeren Gehäuse (rascheres Wachstum, größeres Angebot an Calcium) und die Buntheit tropischer Mollusken, da mit dem erhöhten Stoffwechsel auch mehr Pigmentstoffe gebildet werden.

Ein sehr wesentlicher Faktor für die Ausbildung der Farbzeichnung dürfte aber das Licht sein, denn nur in durchlichteten Zonen kann die Färbung auf andere Individuen optisch wirken (semantisch) oder, besser, nicht wirken (kryptisch). Es wäre sonst nicht verständlich, daß ausgerechnet wühlende Arten und Tiefseeformen auf ein buntes Farbleid weitgehend verzichten. Auch Eier von baum- und höhlenbrütenden Vögeln sind meist pigmentfrei. Daß einige Arten auch dann noch Farbmuster aufweisen, wenn sie in größere Tiefen abgedrängt werden, oder im Falle einiger Gastropoden, wo sich der Fuß lappenförmig als Parapodium um die Schale legt oder ein dickes Periostracum die Färbung zu Lebzeiten des Tieres unsichtbar macht, scheint nicht generell gegen die Zweckmäßigkeit der Färbung zu sprechen. Die wesentliche Funktion der Färbung scheint klar zu sein: Schutz des Tieres durch Farbangleichung an das Substrat, bzw. durch Somatolyse. Im Spiel zwischen Licht und Schatten sind die marmorierten und gebänderten Gastropoden schwer zu erkennen. Wer nicht zu erkennen ist wird auch nicht angegriffen. Die linearen oder flächenhaften Muster der Schale finden in der Umgebung ihre Fortsetzung, somit verschmilzt der Organismus mit seiner Umgebung zu einer Einheit (vgl. PORTMANN 1956, 8). Ein schönes Beispiel unter den Mollusken liefert uns die Bivalve *Pteria (Pterelectroma) zebra* (REEVE) bei der die Schutzfunktion durch Somatolyse augenscheinlich ist.

Das durchscheinende himmelblaue Gehäuse des Gastropoden *Corasia regina* ergibt mit dem gelben Körper des Tieres eine Grünfärbung, welche vom Blattgrün nicht zu unterscheiden ist. Hier, wie bei den Gattungen *Phengus* und *Eudoxus* (BOETTGER 1903, 181) ist die Farbanpassung an das Substrat eindeutig. In Verbindung mit der Schalenform xenomorpher Landgastropoden (Verengung der Mündung, Deckelapparate mit Atemschlitzen, Atemrohren und Kühlaggregaten) trägt die weiße Schalenfarbe zum Überleben der Arten (z. B. *Helix*, *Clausilien*) in Wüstengebieten bei. Jede dunkle Färbung der Schale würde zur Überhitzung und somit zum Tod des Tieres führen. Die schwarze, glasig glänzende Firnis an der Innenseite dieser Gastropoden dürfte als Lichtschutz dienen. Schließlich zeigen CAIN & SHEPPARD (1954)

den selektiven Wert der gebänderten und nicht gebänderten Cepaeen in verschiedenen Milieus auf.

Beispiele für nahrungsbedingte Farbanpassungen liegen bei *Acmaea virginea* vor, die bei Nahrungsaufnahme von korallinen Algen rosa gefärbt ist (HARGREAVES 1911). Die Farbvariationen bei *Haliotis rufescens* sollen nach LEIGHTON (1961) ebenfalls von der Nahrungsaufnahme abhängen. Der durch seine Farbvariationen bekannte Muricide, *Nucella lapillus* erhält nach MOORE (1936) hellere Farben bei einer Seepocken-Diät, dunklere bei einer Ernährung durch *Mytilus*. Somit ist der Gastropode vom Untergrund schwerer zu unterscheiden. Von Lacuna-Arten der nordamerikanischen Südküste kommt nach LOVÉN (in BAUER 1929, 32) ebenfalls ein nahrungsbedingter Farbwechsel vor, der allerdings nicht zur Übereinstimmung der Färbung

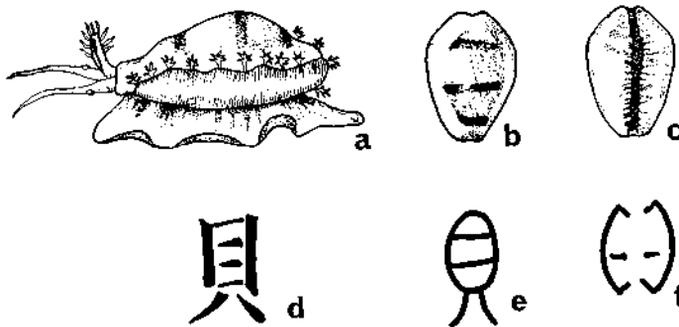


Abb. 1: Erklärung des chinesischen Ideogramms BEI⁴ für Kauri. a) *Monetaria moneta* (L.) mit den beiden fadenförmigen Tentakeln und dem Siphon, b) Gehäuse derselben Art von oben (mit Farbbänder), c) von der Unterseite. d) klassisches chinesisches Schriftzeichen für Kauri, e) Zeichen BEI⁴ in Siegelschrift, f) älteres Zeichen für BEI⁴ „zweiklappig“. 1a) nach QUOY in KÄSTNER (1969) p. 377, Abb. 332, leicht verändert

zwischen Tier und Umwelt führt. Florideenfressende Lacuna-Arten werden rosa, solche, die braune Tange verzehren, werden grün. Zahlreiche Beispiele einer alimentären Homochromie sind von schalenlosen Opisthobranchiern (z. B. *Doris*) bekannt.

Bedeutung der Farbzeichnung für die Sinologie:

Im Südasiatischen Raum wurden lange Zeit Kaurischnecken als Zahlungsmittel verwendet und waren in China bis zur CHIN-Dynastie (3. Jhd. v. Chr.) im Gebrauch. Das heute noch verwendete Ideogramm für Kauri BEI⁴ (siehe Abb. 1d) zeigt sehr deutlich eine Kaurischnecke, wahrscheinlich *Monetaria (M.) moneta* (L.) und bildet in Kombination mit anderen Zeichen die Begriffe für Reichtum (CAI²) oder teuer, wertvoll (GUEI²). Die Erklärung des Zeichens BEI⁴, die WIEGER (1965, 328) gibt, ist nicht vollständig. Es handelt sich auch nicht um den „Antriebsapparat“, sondern die für diese Gattung sehr charakteristischen langen fadenförmigen Tentakeln sowie die Farbbänder der Schale. Ein älteres Zeichen für Kauri (Abb. 1f) wird vom Autor als die Unterseite dieses Tieres gedeutet.

4. Bildung, Lage und Verteilung der Pigmente und Granula

Das Schalenpigment wird meist von bestimmten Teilen des Mantellappens gebildet und vorwiegend in einer äußeren, knapp unter dem Periostracum liegenden Schicht abgelagert. Diese wird von NEUMANN (1959) als „Musterkalkschicht“ be-

zeichnet¹⁾. Nur in seltenen Fällen ist auch das Periostracum gefärbt, wie bei *Bulimus*-Arten auf den Philippinen (JOHNSTON, 1853). Bei der nicht gebänderten *Helix hortensis* ist nach v. LINDEN (1896, 305) die gesamte Kalkschicht gleichmäßig gefärbt. Bei Gastropoden, bei denen eine dreischichtige Porzellanschicht auftritt, ist die äußere und die mittlere Lage pigmentiert. Bei den Heliciden sind die Pigmente in die Prismenschicht eingelagert. Manche Schnecken, wie *Conus*, *Oliva* u. a. haben auch die innerste Kalkschicht (Porzellanschicht) gefärbt. Frischgeschlüpfte Tiere sind nur wenig pigmentiert oder granuliert. Erst ab 2 mm Größe tritt bei *Theodoxus fluviatilis* (L.) die volle Färbung auf (NEUMANN 1959, 354). Die Zeichnung kann bei einzelnen Arten starken Variationen unterliegen, wie dies bei der rezenten *Theodoxus fluviatilis* (L.) (vgl. BECKER, 1949) oder bei *Oncochilus chromaticus* ZITTL aus dem Tithon von Stramberg der Fall ist. Keine zwei Exemplare lassen eine völlige Übereinstimmung erkennen (LEIDHOLD 1918, 86). Für den Wechsel in der Dichte und Verteilung des Farbstoffes sind genotypische wie modifikatorische Umweltfaktoren verantwortlich (ROTARIDES 1932, 258, NEUMANN 1959, 354). Dies ist besonders schön an Gehäusen von *Theodoxus*-Arten mit Wachstumsunterbrechungen festzustellen, da sie eine unterschiedliche Zeichnung aufweisen (BECKER 1949, NEUMANN 1959, ROTARIDES 1932), vgl. auch Taf. 4, Fig. 12.

Der Unterschied ist weiters nicht verwunderlich, da die Aktivität des Mantelrandes stark von Umweltfaktoren wie Salinität, Temperatur, O₂-Gehalt, Nahrungsangebot etc. abhängig ist. Davon hängt auch der Rhythmus, die Größe und Breite der Farbmuster ab. Trotz aller individuellen Variationen bleiben diese aber in mehr oder weniger weiten Grenzen, welche die Erbfaktoren bestimmen. Die von v. LINDEN (1896) untersuchten Gruppen (*Conus*, *Oliva*, *Strombus*) zeigen deutliche Regelmäßigkeiten der Schalenzeichnung, sodaß sie versuchte, verwandtschaftliche Beziehungen zwischen den einzelnen rezenten Vertretern herzustellen. Der phylogenetische Wert ihres Gruppierungsversuches ist durch detaillierte anatomische und biochemische Untersuchungen noch nicht bestätigt worden.

5. Farben

Eine auffällige Verteilung der Farben an Molluskengehäusen mit der Wassertiefe geht mit jenen der Meerespflanzen konform. FORBES (1854) beobachtete in der Ägäis, daß im seichten Wasser von 0—63 m blaue und grüne Farbtöne bei den Mollusken vorherrschen, während von 63—378 m rote Farben dominieren. Die Intensität des roten Farbstoffes nimmt umgekehrt proportional mit der Tiefe zu. Ähnlich steht es auch mit den Pflanzen. Grünalgen haben ihr Assimilationsmaximum im Rot-Bereich und sind nicht weit unterhalb der Wasseroberfläche zu finden. Rot- und Braunalgen kommen hingegen noch in 120 bis 150 m Tiefe vor. Ihr Assimilationsmaximum liegt im Blauspektrum. Das heißt, sie können das tiefer eindringende kurzwellige Licht noch ausnützen, während die Grünalgen nur die stark brechenden Teile des Spektrums verwenden. Die tiefenabhängige Verteilung der Pflanzen ist einleuchtend, nicht so jedoch bei den Mollusken. Nach v. LINDEN (1896, 312) soll dies nur physikalisch-chemisch bedingt sein. Farben, welche Licht absorbieren, werden zersetzt. Nur solche Farbstoffe bleiben bestehen, die das Licht reflektieren. Bei der bathymetrischen Deutung fossiler roter Farbstoffe muß man sehr vorsichtig

¹⁾ Nicht „Pigmentkalkschicht“ wie bei BECKER (1949), da nicht nur Pigmente, also homogen verteilte Farbstoffe auftreten, sondern auch Granula an den Farbmustern beteiligt sein können.

sein, da sich die Farbstoffe verändern (siehe S. 183) und oft rötliche und rötlich braune Farben annehmen.

Die Farbenpracht der Schnecken erlischt für das menschliche Auge, je nach Wasserqualität und geographischer Breite (Durchlichtung), bald mit der Wassertiefe. Leuchtendes Rot verblaßt, Blau wird dunkler und Gelb wird schmutzig gelb bis grau. Schließlich sieht man nur mehr grau-blaue Farbabstufungen.

6. Biochemie der Schalenpigmente

Bestimmte Farbstoffe sind nicht nur genetisch bestimmt, sondern können auch durch die Nahrung aufgenommen werden (siehe S. 178). Untersuchungen über nahrungsbedingte Farbstoffe sind dem Autor nicht bekannt. Es dürfte sich hier, zumindest zum Teil, um Carotinoide handeln, welche nicht direkt durch den tierischen Organismus gebildet werden können und auch nicht wie die übrigen Farbstoffe aus Aminosäuren synthetisiert werden. Das Farbspektrum kann dabei von Grün bis Rot reichen (GRÜB 1973, 667). Den überwiegenden Anteil der Gastropoden-schalen-Pigmente stellen Pyrrol-Farbstoff, Indigoide und Melanine.

Die relativ einfach gebauten Farbstoffe, wie z. B. Porphyrine, treten hauptsächlich bei Archaeogastropoden und tektibranchen Opisthobranchiern (Pleurocoela z. B. Acteonacea) auf. Bei *Turbo* und *Haliotis* sind es lineare Tetrapyrrole. Bei Turbiniden ist es Glucobilin, ein grüner Farbstoff. Trochiden besitzen Iso-Uroporphyrin. Freie Porphyrine fehlen bei primitiven Archaeogastropoden (Pleurotomariacea, Patellidae). Zwischen Schalenporphyrinen und Nahrung scheint keine Beziehung zu bestehen (SCHULZ 1904, TIXIER 1947, TIXIER & LEDERER 1949). Höhere Prosobranchier besitzen proteingebundene Pigmente, Schalenporphyrine fehlen. Nach COMFORT (1950) der die Schalenfarbstoffe nach ihrer Säurelöslichkeit einteilt, gehören auch die indigoiden Farbstoffe und die Pyrrole zu den säurelöslichen. Eine Angabe, in welchen Säuren und in welchen Säurekonzentrationen diese Farbstoffe löslich sein sollen, gibt er nicht.

Beispiele von Strukturformeln einiger Schalenfarbstoffe:

1. Carotinoide

Carotinoide sind luft- und lichtempfindlich und nur im Zusammenwirken mit Proteinen kann eine Stabilisierung eintreten. Die sog. Carotino-Proteine sind für oxidative und reduktive Veränderungen unempfindlich. Diese terpenoiden Pigmente sind in der Natur weit verbreitet und nur in Fettlösungsmitteln, nicht aber im Wasser löslich.

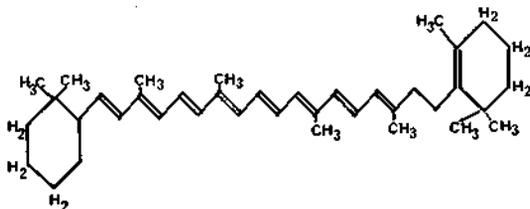


Abb. 2: Strukturformel von β -Carotin

2. Pyrrol-Farbstoffe

a) Biline (lineare Pyrrole)

Diese treten z. B. in den Schalen der Prosobranchier: *Haliotis*, *Trochus* und *Turbo* auf (FÜRTH 1903, SCHULZ 1904, TIXIER 1947, TIXIER & LEDERER 1949). Chromato-

gramme von *Haliotis cracherodi* zeigen z. B. 8 verschiedene Farbbänder, die von Blau über Purpur zu Orange und Gelb reichen (COMFORT 1951). Der blaue Farbstoff, früher für Indigo gehalten, wurde von TIXIER & LEDERER (1949) als Bilin nachgewiesen.

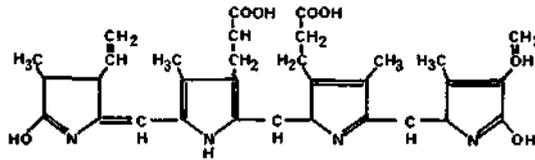


Abb. 3: Strukturformel von Biliverdin

b) Porphyrine (Ring-Tetrapyrrole)

In Gehäusen von Archaeogastropoden sind derartige Farbstoffe häufig. COMFORT (1951) führt 30 Gattungen an, in denen er Porphyrine nachweisen konnte. Schalenporphyrine fehlen meist den höheren marinen Gastropoden und den Landschnecken.

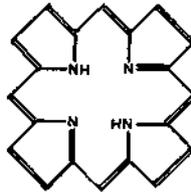


Abb. 4: Strukturformel von Porphyrin; 4 Pyrrol-Ringe durch 4 CH-Gruppen zu einem Ring verknüpft (vgl. KENNEDY & VEVERS: 1956)

3. Indigoide Farbstoffe

Indigo(blau) ist in verschiedenen schwachen Säuren und Laugen nicht und in Wasser nur schwer löslich, sodaß sich eher die Schale auflösen würde als der Farbstoff. Durch Gärungsprozesse oder/und Reduktionsmittel wie H_2S und verschiedene Mercaptane: CH_3SH ; C_2H_5SH , etc., die bei der Verwesung entstehen, können die Farbstoffe zu einem phenolähnlichen Körper reduziert werden, der wasserlöslich ist und somit leicht ausgeschwemmt werden kann.

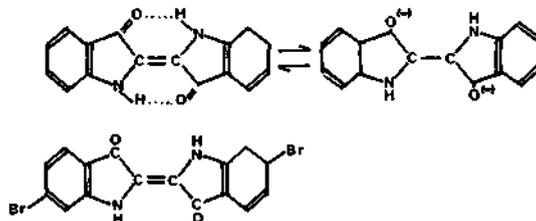


Abb. 5: Strukturformel indigoide Farbstoffe; a) Indigoblau (wasserunlöslich), b) Indigoweiß (wasserlöslich), c) (6,6) Dibromindigo (Purpur). Für 1 g Purpur benötigt man 8000 Exemplare von *Trunculariopsis trunculus* (LINNÉ) oder 30.000 von *Murex* (*Bolinus*) *brandaris* LINNÉ oder gar 40.000 von *Ocenebra* (*Ocenebra*) *erinacea* (LINNÉ)

4. Melanine

Melanine sind braune bis schwarze, chemisch bisher schlecht definierte Pigmente, die aus komplexen Aggregaten chinoider Substanzen aufgebaut sind. Sie sind unter Einwirkung bestimmter Enzyme, bes. der Phenyloxidase („Tyrosinase“) aus aromatischen Chromatogenen entstanden. Dabei spielen Hydroxylierungen (von Tyrosin zu Dopa), Oxydation (z. B. von Dopa zu Dopachinon) und Cyclisierungen eine Rolle.

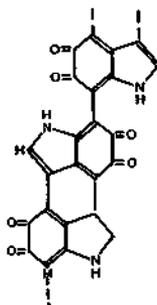


Abb. 6: Melanin (Grenzstruktur), aus Polymerisation von Indolchinon entstanden.

Melanine sind in Integumenten, Augen und inneren Organen von Gastropoden häufig, seltener aber in den Schalen. Schalenmelanine sind bisher nur bei den Pulmonaten, Helicacea (bes. tropische) und Bulimulacea verbreitet (MORRISON 1968, 52) und können nur mit kochenden Alkalien extrahiert werden. Melanine sind nicht nur in Wasser, sondern selbst noch in starken Säuren unlöslich.

5. An Conchin gebundene Schalenpigmente

Säureunlösliche, an Conchin, einem Chromoprotein gebundene Schalenpigmente sind für höhere marine Gastropoden und Pulmonaten charakteristisch. Chemische Analysen dieser Farbstoffe fehlen bisher.

7. Erhaltung der Farben und Muster an fossilen Gehäusen

Die Untersuchung rezenter Gastropodenfaunen zeigt, daß besonders unter den tropischen Seichtwasserfaunen eine große Farbenpracht herrscht. Vergleicht man aber die fossilen Faunen, so sind, bedingt durch die meist oberflächlich Lage der Pigmentschicht nur wenige Individuen darunter, welche Farbzeichnungen erkennen lassen. Bestimmte Familien scheinen bevorzugt Farben zu erhalten. Bei anderen, z. B. Pleurotomariaceae, sind Farben nur äußerst selten nachgewiesen (z. B. bei *Pleurotomaria carinata* aus dem Paläozoikum: FORBES 1884), obwohl deren rezente Vertreter bunt gezeichnet sind. Von vielen Fundorten, die eine individuen- und artenreiche Gastropodenfauna geliefert haben, sind keine Farbzeichnungen überliefert. Die Ursachen hierfür sind folgende:

- Lage der Farbschicht,
- Chemismus der Farbstoffe,
- Habitat des Gastropoden,
- Fossilisationsbedingungen und Diagnese.

Durch die oberflächennahe Lage der Pigmentschicht geht die Färbung bei der Fossilisation durch mechanischen Abrieb oder durch Herauslösen meist verloren.

Je älter Fossilien sind, desto geringer ist die Aussicht, Farberhaltungen vorzufinden. Die überlieferten Farbstoffe sind meist umgewandelt, zersetzt oder/pseudomorph erhalten, indem anorganische Verbindungen an Stelle der schwindenden organischen Substanz treten. Auch die roten Farbspuren, wie sie z. B. an Naticiden des obertriassischen Riffes der Rötelwand (südlich Salzburg) zu sehen sind, dürften nicht der ursprünglichen Farbe entsprechen, sondern bereits ein Zersetzungsprodukt darstellen. Reste von Farbspuren, selbst wenn sie für das Auge nicht mehr sichtbar sind, können durch Fluoreszenz wieder sichtbar gemacht werden (BOHN & HAVAS 1966, NEUFFER 1971, 1972, ROLFE 1965, 350). Meist sind aber die Farbstoffe völlig verschwunden und die Farbzeichnungen bestenfalls durch Ätzgruben erkennbar.

Gastropoden mit glatten Gehäusen wie Capuliden, Naticiden, Neritaceae, *Undularia*, *Conus* und *Cypraea* zeigen bevorzugt Farberhaltungen. Bei beknoteten und bedorneten Arten wie *Murex* und *Strombus*, sind Farberhaltungen selten (siehe *Pseudoscalites armatus* STOPPANI, Taf. 2, f. 5). Selbst in tertiären und quartären Ablagerungen findet man unter den bestachelten Arten, deren rezente Verwandte meist schön gezeichnet sind, kaum Farbspuren. Die im Boden lebenden und planktonischen Familien (Pteropoden) sowie fixosessile Arten (Vermetiden) haben nur ausnahmsweise Farbzeichnungen. Die fossilen landbewohnenden herbivoren Heliciden weisen oft Farberhaltungen auf, da ihre Farbschicht tief liegt und die Farbstoffe aus unlöslichen Chromoproteinen bestehen.

DEECKE (1917) beobachtete, daß Farbzeichnungen bevorzugt an fleischfressenden räuberischen Gastropoden erhalten bleiben wie z. B. bei Coniden, Cypraeiden, Naticiden, Platyceraten. Er schließt daraus, daß ihre Ernährung mit einem, von herbivoren Gastropoden unterschiedlichen Chemismus des Pigments, zusammenhängt. DEECKE vermutet, daß harnsaure Salze beteiligt sind, deren Zersetzung durch Ammoniakentwicklung leicht gelöstes kolloidales Eisen an Stelle der organischen Substanz bringt und somit die Zeichnung leichter konserviert als dies bei den Pflanzenfressern der Fall ist. Der Verfasser vertritt die Meinung, daß in sämtlichen Fällen die Farberhaltung von der Ernährung des Tieres unabhängig ist. Ein Blick auf die Liste der triassischen Gastropodenarten mit Farberhaltung bzw. Erhaltung der Farbzeichnung zeigt, daß hier meist Pflanzenfresser vorliegen. Wie in einer späteren Publikation noch ausführlicher behandelt werden wird, existieren bis zur Triaszeit nur wenige räuberische Carnivoren.

Eine wichtige Voraussetzung für die Erhaltung von Farbstoff und Farbzeichnung scheint nicht nur vom Chemismus des Farbstoffes, sondern auch vom Ablagerungsmilieu und den Fossilisationsbedingungen während der Diagenese abzuhängen. So zum Beispiel von Chemismus, Temperatur und Zirkulation des Porenwassers. In kreidigen Sedimenten, sowie in manchen Sandsteinen, Riff-Kalken (z. B. Jura-Riffkalke) und pyritreichen Tonen sind Farberhaltungen äußerst selten. In gewissen Riffkalken des Ober-Silur, Devon, Karbon und der Trias, in lockeren Sanden und in Tegeln, kommen Farberhaltungen öfters vor. Selbst in kieselhaltigen Gesteinen wie aus dem Oberkarbon und Perm Nordamerikas und der Obertrias Südamerikas, sind Farberhaltungen möglich, selbst dann, wenn die Gastropoden mit HCl herausgeätzt wurden.

In triassischen Ablagerungen kommen Gastropoden mit Farberhaltungen besonders in den Esinokalken, den Mergeln von St. Cassian und den verkieselten Kalken von Peru häufiger vor. Vereinzelt treten Farberhaltungen und Farbzeichnungen im Marmolatakalk, den obertriassischen Fleckenriffen von Adnet, in den Pachycardien-tuffen der Seiser Alm und im Muschelkalk Deutschlands auf. Bei der Umkristallisa-

tion der Schale geht die Färbung makroskopisch weitgehend verloren, nicht so bei der Verkieselung.

Auch aus den tertiären Tuffen des Val Nera di Roncà sind zahlreiche Molluskenarten mit Farbzeichnungen bekannt geworden, obwohl ihre Schalen z. T. angeätzt sind. OPPENHEIM (1918, 389) leitet unter anderem daraus ab, daß die Zusammensetzung des Sedimentes keinen Einfluß auf die Erhaltung der Farben hat ohne dabei an die komplizierte Wechselwirkung zwischen dem Chemismus der Farbpigmente und den Vorgängen während der Diagenese zu beachten.

Folgende Ursachen für das Verschwinden der Färbung können zusammenfassend festgestellt werden:

- mechanische Zerstörung, durch Korrosion (Abrollen, Abätzen der Farbpigmentschicht,
- biologischer Abbau der organischen Substanz durch Bakterien,
- Lösung und Ausschwemmung durch direkte Lösung im alkalischen oder sauren Einbettungsmilieu, bzw. Lösung nach vorhergehender chemischen Veränderung des Farbstoffes.

8. Evolution der Farbmuster

Nach den Beobachtungen v. LINDENS (1896) soll bei der Farbzeichnung von Gastropoden, im Gegensatz zur Skulptur, zuerst Längslinien und später erst Querstreifen auftreten. Diese Feststellung kann vom Autor nicht bestätigt werden, da schon unter den ältesten mit Farbzeichnungen erhaltenen Gastropoden eine Vielzahl von Farbmustern vorhanden ist: axiale Streifen bei „*Polytropina*“ *helicina* (LINDSTRÖM) (vgl. Taf. 7, f. 1) aus dem Silur Schwedens, spiral angeordnete Flecken (Tupfen) bei *Naticopsis harpula* (Sow.) (vgl. Taf. 7, f. 2) aus dem Devon Deutschlands oder ein Zickzack-Muster wie bei *Mourlonia carinata* (Sow.) (vgl. Taf. 7, f. 3) aus dem Karbon von Yorkshire (vgl. NEWTON 1907). Dennoch ist in der Art der Zeichnung eine gewisse Evolution von einfachen zu komplizierteren Mustern festzustellen. Die komplizierten Zickzack-Muster oder Marmorierungen, wie sie bei *Conus* (Taf. 7, f. 17) oder *Oliva* auftreten, die girlandenförmigen Muster der *Harpa* (Taf. 7, f. 18) oder die genetzten Zeichnungen der *Neritina concava* (Sow.) (Taf. 7, f. 8) aus dem Oligozän der Insel Wight kommen in der Triaszeit und auch in älteren Perioden nicht vor. Während die stammesgeschichtlich älteren Formen unter den rezenten Vertretern nur einen geringen Komplikationsgrad im Farbmuster erreichen, ja dieses über Jahrmillionen fast unverändert beibehalten, sind die fortschrittlicheren Gastropoden (*Conus*, *Harpa*, *Oliva* u. a.) mit Mustern von hohem Ordnungsgrad ausgestattet.

9. Systematische Anordnung der Triassischen Gastropoden mit erhaltenen Farbmustern *)

O. Archaeogastropoda

U. O. Trochina COX & KNIGHT, 1960

Ü. Fam. Anomphalacea WENZ, 1958

Fam. Anomphalidae WENZ, 1938

- I. *Anomphalus helicoides* (MÜNSTER), St. Cassian, T. 1, f. 1 a, b
LAUBE (1869), T. 32, f. 7 (*Rotella sphaeroidica* KL.)
KITTL (1891), T. 6, f. 1 (*Umbonium*)

*) Auflistung nach Artnamen, inklusive Synonymie, siehe Kapitel 10.

Axiale dunkelbraune Farbstreifen die sich an der Oberseite des Umgangs aufspalten und an der Unterseite wieder vereinigen. An der Oberseite sind die Farbstreifen verdickt und bilden eine radial angeordnete Fleckenreihe.

Ü. Fam. Trochacea RAFINESQUE, 1815

Die rezenten Vertreter dieser Familie sind herbivor und in warmen, seichten Meeren weltweit verbreitet. Nur wenige Arten leben in kalten Meeren.

2. *Anticonulus semipunctatus* (BRAUN), St. Cassian, T. 1, f. 3, 4

LAUBE (1869), T. 34, f. 5 (*Trochus Prometheus*)

KITTL (1891), T. 7, f. 6 (*Ziziphinus*)

Geflamnte axiale Farbzeichnung.

3. *Solariconulus nudus* (MÜNSTER), St. Cassian, T. 1, f. 1 a, b

KITTL (1891), T. 7, f. 2 (*Trochus*)

ZARDINI (1978), T. 11, f. 11 (*Solariconulus*)

Geflamnte axiale Farbzeichnung

U.O. (?) unsicher

Ü. Fam. Palaeotrochacea KNIGHT, 1956

Fam. Paraturbinidae COSSMANN, 1902

4. *Chartronella subcarinatus* (MÜNSTER), St. Cassian

ZARDINI (1978), T. 10, f. 9 (*Turbo*)

Dunkelbraune und weiße Flecken verlaufen längs der drei Spiralkiele

U. O. Neritopsina COX & KNIGHT

Ü. Fam. Neritacea RAFINESQUE, 1815

Fam. Neritopsidae GRAY, 1847

U. Fam. Naticopsinae S. A. MILLER, 1889

5. *Naticopsis (Naticopsis) cassiana* (WISSMANN), St. Cassian

LAUBE (1968), T. 21, f. 10

KITTL (1892), T. 9, f. 9 (*Naticopsis*)

DEECKE (1917), p. 6

OPPENHEIM (1918), p. 368

Mit enger Flammenzeichnung

6. *Naticopsis (N.) cinensis* (STOPPANI), Esino

STOPPANI (1858), T. 8, f. 16 (*Natica*)

Spiral angeordnete längliche Farbstreifen überziehen die gesamte Oberfläche der Windung

7. *Naticopsis (N.) fastosa* (STOPPANI), Esino, T. 1, f. 11; T. 2, f. 3

STOPPANI (1858), T. 9, f. 10 (*Natica*)

KITTL (1899), T. 6, f. 3 (*Fedaiella*)

OPPENHEIM (1918), p. 368 (*Natica*)

Drei sehr breite spirale Farbbänder. Diese Art stellt wahrscheinlich nur ein kleineres Individuum der *Naticopsis monstrum* STOPPANI dar, sie ist in Form und Zeichnung fast ident. Vgl. Taf. 2, f. 1.

8. *Naticopsis (N.) gaderana* KITTL, St. Cassian

TICHY: Z 107 (1) 219 (Sammlung des Institutes für Paläontologie der Universität Zürich)

Die gesamte Oberfläche der Schale trägt dunkelbraune Flecken.

9. *Naticopsis (N.) impressa* (MÜNSTER), St. Cassian, T. 3, f. 1

KLIPSTEIN (1843), T. 13, f. 7 (*Natica ovata*)

KLIPSTEIN (1843), T. 13, f. 16 (*Natica Hieroglypha* KL.)

- KITTL (1892), T. 2, f. 16 (*Naticopsis*)
 ZARDINI (1978), T. 19, f. 21
 BIZZARINI (1979), T. 1, (f. 1) (gasteropodi)
 Dicht stehendes, axial angeordnetes Zickzack-Muster.
10. *Naticopsis* (*N.*) *inaequiplicata* (KLIPSTEIN), St. Cassian
 KLIPSTEIN (1843), T. 13, f. 5 (*Natica*)
 Spuren von axialen Farbbändern längs der Anwachsstreifen.
11. *Naticopsis* (*N.*) *ladina* (KITTL), St. Cassian, T. 3, f. 8
 KITTL (1892), T. 7, f. 2
 Unregelmäßiges axiales Zickzack-Muster über die gesamte Oberfläche.
12. *Naticopsis* (*N.*) *lemniscata* (HÖRNES), Esino, T. 1, f. 6, 7
 STOPPANI (1858), T. 10, f. 3–5 (*Natica*)
 KITTL (1899), T. 8, f. 2 (*Fedaiella*)
 Am Typenmaterial STOPPANI sind 8 zarte, durchlaufende spirale Farbstreifen am letzten, stark aufgeblähten Umgang, festzustellen. Die Abbildungsoriginale KITTLs zeigen einerseits dünne lange, spiral angeordnete Farbstiche (Fig. 6) andererseits spiral angeordnete, apikal zeigende Winkel.
13. *Naticopsis* (*N.*) *meriani* (HÖRNES), Esino, T. 1, f. 8
 STOPPANI (1858), T. 10, f. 6–8 (*Natica*)
 KITTL (1899), T. 9, f. 4.
 Schmale, adapikal zeigende gefüllte Winkel (Dreiecke). Die Figur 7 bei STOPPANI ist nach Form und Farbzeichnung eher eine *Naticopsis monstrum* STOPPANI.
14. *Naticopsis* (*N.*) *monstrum* (STOPPANI), Esino, T. 2, f. 1
 STOPPANI (1858), T. 8, f. 21 (*Natica polimila*; T. 9, f. 1 (*Natica*)
 OPPENHEIM (1918), p. 368 (*Natica*)
 GEMMELLARO, M. (1921), T. 1, f. 21, 22 (*Dicosmos*).
 Über den ganzen Umgang spiral angeordnete Dreiecke oder längliche Flecken.
15. *Naticopsis* (*N.*) *neritacea* (MÜNSTER), St. Cassian, T. 3, f. 2
 KITTL (1892), T. 6, f. 29, 31; T. 7, f. 1
 DEECKE (1917) p. 6
 OPPENHEIM (1918), p. 368
 Zahlreiche unregelmäßig verteilte, dichtstehende, länglich ovale Flecken.
16. *Naticopsis* (*N.*) *obstructa* (STOPPANI), Esino.
 Radial angeordnete, längliche Farbflecken, ähnlich *Naticopsis cinensis* (STOPPANI).
17. *Naticopsis* (*N.*) *ovulum* (STOPPANI), St. Cassian
 LEONARDI (1959), T. 3, f. 8 (*Hologyra* ?).
 Schlecht erhaltene, längliche Farbflecken.
18. *Naticopsis* (*N.*) *ovulum* (STOPPANI), St. Cassian
 LEONARDI (1959), T. 3, f. 8 (*Hologyra* ?).
 Schlecht erhaltene, längliche Farbflecken.
19. *Naticopsis* (*N.*) *oyenhausii* (KLIPSTEIN), St. Cassian
 KLIPSTEIN (1843), T. 13, f. 15 (*Natica*).
 Pigmentierung parallel zu den Anwachslineien.
19. *Naticopsis* (*N.*) *picta* (LAUBE), St. Cassian, Marmolata
 LAUBE (1869), T. 31, f. 6 (*Phasianella*)

- KITTL (1891), T. 5, f. 20
 BÖHM (1895), T. 11, f. 2 (*Marmolatella*)
 TICHY: Z 113 (1) 37/23: Sammlung des Instituts für Paläontologie der Universität Zürich.
 In axialer Richtung eng gedrängtes Zickzack-Muster.
20. *Naticopsis (N.) profunda* (KITTL), Esino (Costa di Prada), T. 2, f. 4
 KITTL (1899), T. 7, f. 3 (*Marmolatella*).
 Radiäre längliche Farbstreifen.
21. *Naticopsis (N.) proluxa* (STOPPANI), Esino (Val de 'Mulini), T. 1, f. 9
 KITTL (1899), T. 5, f. 3 (*Fedaiella*).
 Radiäre Fleckenreihen über die gesamte Oberfläche.
22. *Naticopsis (N.) retropunctata* (STOPPANI), Esino, T. 2, f. 2
 KITTL (1899), T. 9, f. 3; p. 41: Abb. 4 (*Fedaiella*)
 WENZ (1944), p. 405, Abb. 981 (*Fedaiella*).
 Langgezogene dünne, radiäre Farbstreifen, auf Lücke stehend.
23. *Naticopsis (N.) subelongata* (d'ORBIGNY)
 OPPENHEIM (1918), p. 368.
 Spirale Punktstreifen als Farbmuster.
24. *Naticopsis (N.) subelongata chromatica* KITTL, St. Cassian, T. 1, f. 5
 KITTL (1892), T. 7, f. 4 (*Naticopsis*)
 DEECKE (1917), p. 6.
 Gedrungene radiär stehende Flecken.
25. *Naticopsis (Marmolatella) applanata* KITTL, Marmolata, Budapest
 BÖHM (1895), T. 10, f. 14 (*Marmolatella*)
 KUTASSY (1937), T. 1, f. 84 (*Dicosmos*)
 LEIDHOLD (1918), p. 85
 OPPENHEIM (1918), p. 368.
 Radiäre, lange dünne Farbstreifen (BÖHM), bzw. gedrungene Farbflecken (KUTASSY). Ob beide Formen ident sind, ist aufgrund ihrer unterschiedlichen Gestalt, weniger wegen der abweichenden Farbzeichnung, noch zu prüfen.
26. *Naticopsis (M.) applanata oculata* KITTL, St. Cassian, T. 3, f. 5
 KITTL (1894), T. 4, f. 5 (*Marmolatella*).
 Helle Tropfen, deren Spitzen zur Mündung weisen (negative Farbzeichnung).
27. *Naticopsis (M.) complanata* (STOPPANI), Esino, T. 3, f. 7
 STOPPANI (1858), T. 10, f. 1—2 (*Natica*)
 KITTL (1899), T. 6, f. 8; T. 9, f. 7—10 (*Marmolatella*)
 GEMMELLARO, M. (1921), T. 1, f. 29, 30 (*Dicosmos complanatus*).
 Am Exemplar von STOPPANI sind 3 breite Farbbänder zu sehen, die darin, als Negativmuster, helle Dreiecke führen und mit der Spitze zur Mündung weisen. Am Exemplar, welches KITTL zu dieser Art stellt, sind 9 zarte Streifen sichtbar. Die Zugehörigkeit dieses Individuums zu *N. complanata* (STOPP.) steht in Frage.
28. *Naticopsis (M.) hoffmanni* (G. GEMMELLARO), Bellolampo (Sizilien)
 GEMMELLARO, M. (1921), T. 2, f. 8—10 (*Marmolatella*).
 Zarte, radiär angeordnete Farbflecken-Muster.
29. *Naticopsis (M.) nebrodensis* G. GEMMELLARO, Bellolampo (Sizilien)
 GEMMELLARO, M. (1921), T. 2, f. 1, 2 (*Marmolatella*).
 Über die Oberfläche verteilte dunkle Pigmentflecken.

30. *Naticopsis (M.) nebrodensis tuberculosa* DI STEFANO, Bellolampo (Sizilien)
 GEMMELLARO, M. (1921), T. 2, f. 3—7 (*Marmolatella*).
 Zarte, radiär angeordnete Farbklecken-Muster.
31. *Naticopsis (M.) planconvexa* KITTL, Unterelsaß (Muschelkalk), Marmolataalk,
 St. Cassian, T. 3, f. 4
 KITTL (1894), T. 4, f. 1, 2 (*Naticopsis (Marmolatella)*)
 BÖHM (1895), T. 10, f. 16 (*Marmolatella*)
 KOKEN (1898), T. 1, f. 2, 4, 5
 DEECKE (1917), p. 7
 OPPENHEIM (1918), p. 368.
 Radiär angeordnete dreieckige dunkle Farbklecken, deren Spitzen zur Mündung zeigen. Das Abbildungsoriginal BÖHMS weicht davon ein wenig ab. Die Spitzen weisen hier zum Apex, die Mündung ist zart und jener der Untergattung *Auricularia* ähnlich.
32. *Naticopsis (M.) semisulcata* G. GEMMELLARO, Bellolampo (Sizilien)
 GEMMELLARO, M. (1921), T. 2, f. 13 (*Marmolatella*).
 8 radiäre, undeutlich begrenzte Farbstreifen.
33. *Naticopsis (M.) stomatia* (STOPPANI), Esino
 KITTL (1894), T. 4, f. 9
 KITTL (1899), T. 10, f. 1, 3 (*Marmolatella*).
 Radiär angeordnete, dreieckige Flecken, die mit der Spitze zur Mündung zeigen (KITTL 1894) bzw. langgestreckte dünne Farbstreifen (KITTL 1899).
34. *Naticopsis (M.) telleri* (KITTL), St. Cassian
 KITTL (1892), T. 9, f. 5, 6
 DEECKE (1917), p. 6 (*Naticopsis*)
 OPPENHEIM (1918), p. 368 (*Naticopsis*).
 Dünne, sehr lange Farbstreifen (KITTL, Fig. 5) bzw. Hakenmuster (Fig. 6).
35. *Naticopsis (Marmolatella) sp.*, Esino
 BÖHM (1895), T. 13, f. 10.
 Dünne, lange radiäre Streifen.
36. *Haliotimorpha dieneri* (BLASCHKE), Pachycardientuff
 BROILI (1907), T. 9, f. 18 (*Marmolatella (Haliotimorpha)*)
 LEIDHOLD (1918), p. 85.
 Rundliche, rotbraune, unregelmäßig angeordnete Farbklecken auf dunkelgelben Untergrund.
37. *Dicosmos elegans* (BÖHM), Latemar-Ostgipfel
 HÄBERLE (1908), T. 3, f. 12 (*Hologyra*)
 Marmoriertes Farbmuster.
38. *Dicosmos gemmata* (MOJSISOVICS), Mte Terzadia (Friaul)
 MOJSISOVICS (1873), T. 13, f. 6 (*Natica*).
 Zahlreiche kleine, dreieckige schwarze Farbklecken über die gesamte Oberfläche gleichmäßig verteilt.
39. *Dicosmos maculosus* (KLIPSTEIN), St. Cassian, T. 3, f. 3
 KLIPSTEIN (1843), T. 13, f. 1 (*Natica maculosa*)
 LEONARDI & EISCON (1959), T. 2, f. 25, 27; T. 3, f. 1, 2, 6, 7; T. 9, f. 30
 LEONARDI (1967), T. 33, f. 21
 ZARDINI (1978), T. 20, f. 8—11.
 Dunkelbraune Flecken über die gesamte Gehäusefläche verteilt.

40. *Dicosmos maculosus seimensis* BLASCHKE, St. Cassian; Pachycardientuffe
 BROILI (1907), T. 8, f. 17, 18, 19 (*Dicosmos (Fedaiella) maculata* var. *seis(i)ensis*
 BL.).
 BIZZARINI (1979) T. 1, (f. 3) (gasteropodi).
 Rundliche bis längliche sattbraune Farbflecken, welche gleichmäßig verteilt,
 in Reihen angeordnet, auf dem dunkelgelb gefärbten Untergrund auftreten.
41. *Dicosmos mammisspira* KITTL, Bellolampo (Sizilien)
 GEMMELLARO, M. (1921), T. 1, f. 20.
 Auf der gesamten Schalenoberfläche auftretende radiär angeordnete rund-
 liche bis längliche Farbflecken.
42. *Dicosmos schafferi* KUTASSY, St. Anna (bei Neumaktl, Jugoslawien)
 KUTASSY (1934), T. 3, f. 11—12.
 KUTASSY (p. 75) berichtet, daß die äußere, an Pigment reiche Schicht er-
 halten blieb.
43. *Dicosmos terzadicus* (MOJSISOVICS), Mte. Terzadia (Friaul); St. Cassian
 MOJSISOVICS (1873), T. 13, f. 5 (*Natica Terzadica*)
 KITTL (1894), T. 4, f. 17, 18 (*Naticopsis (Hologyra)*).
 Über die gesamte Oberfläche verteilte kürzere oder längere schwarze radiäre
 Streifen die gegen die Mündung zu jeweils dünner werden.
44. *Planospirina esinensis* (STOPPANI), Esino, T. 4, f. 1
 KITTL (1899), T. 4, f. 1, 3.
 Oberseite des letzten Umgangs mit radiär angeordneten, anfangs zarten,
 später größeren Flecken.
45. (?) *Vernelia fastigata* (STOPPANI), Caravina (Esino), T. 4, f. 2
 KITTL (1899), T. 4, f. 7 (*Hologyra*).
 Breites Farbband im unteren Drittel des Umganges.
46. (?) *Pachyomphalus argus* KITTL, St. Cassian, T. 4, f. 4
 KITTL (1892), T. 7, f. 45, 46 (*Natica*)
 DEECKE (1917), p. 6 (*Natica*)
 Oppenheim (1918), p. 368 (*Natica*)
 ZARDINI (1978), T. 20, f. 17—18 (*Natica pseudospirata argus* KITTL).
 Zahlreiche, mehr oder weniger zarte, dunkle Farbtupfen die über die gesamte,
 Gehäuseoberfläche verteilt sind. Diese Art ist eventuell mit *P. pseudospirata*
 (D'ORBIGNY) synonym.
47. (?) *Pachyomphalus pseudospirata* (D'ORBIGNY), St. Cassian, T. 2, f. 7
 KITTL (1892), T. 7, f. 43 (*Natica*).
 Zahlreiche zarte subsutural kräftiger werdende Farbtupfen.
48. (?) *Frombachia uhligi* (KITTL), St. Cassian, T. 4, f. 3
 KITTL (1892), T. 7, f. 26 (*Naticopsis*)
 ZARDINI (1978), T. 21, f. 1 (*Frombachia*).
 Axial gerichtetes Zickzack-Muster. Die Zugehörigkeit der von ZARDINI ab-
 gebildeten Art zu *F. uhligi* (KITTL) ist fraglich.
- U. Fam. Neritopsinae GRAY, 1847
49. *Seisia blaschkei* KUTASSY, St. Anna bei Neumaktl (Jugoslawien)
 KUTASSY (1934), T. 3, f. 3.
 Mit deutlicher, blaugrauer Zickzack-Bänderung.

50. *Neritopsis distincta* KITTL, St. Cassian
 BÖHM (1895), T. 10, f. 11 (*Turbonitella*).
 Die Schale ist mit braunen Farbbändern und Streifen verziert.
 Fam. Neritidae RAFINESQUE, 1815
 Herbivore Gastropoden mit kleinen, globularen, bunt gefärbten Gehäusen. Ihre Schale ist meist stark und solid. Neritiden kommen hauptsächlich im küstennahen Seichtwasser, aber auch im Brack- und Süßwasser vor.
51. *Neritina bifasciata* (STOPPANI), Val de Mulini (Esino), T. 4, f. 7
 STOPPANI (1858), T. 9, f. 8 (*Natica*)
 KITTL (1899), T. 2, f. 9 (*Neritaria*).
 Zwei mäßig breite spirale Farbbänder oberhalb der Mitte und im unteren Drittel des Umganges.
52. *Neritaria candida* KITTL, Piz Cainallo (Esino), T. 4, f. 17
 KITTL (1899), T. 3, f. 17, 18.
 Zwei mäßig breite, spirale Farbbänder unterhalb der Mitte des Umganges.
53. *Neritaria coarctata* QUENSTEDT, Wiesloch (Trochitenkalk), T. 4, f. 22
 GRUBER (1932), T. 4, f. 10.
 Drei breite, dunkle, spirale Farbbänder.
54. *Neritaria comensis* (HOERNES), Caravina (Esino), T. 4, f. 19
 KITTL (1899), T. 3, f. 1, 2, 3, 5.
 Im oberen Teil der Windung befinden sich vier radiale Farbbänder (abwechselnd weiß-schwarz). Diese Art der Zeichnung ist für Gastropoden typisch. Vergleiche auch *Neritaria papilio* (67) und *N. orbiculata* (65). Beide Arten sind mit *N. comensis* (HÖRNES) sehr nahe verwandt, wenn nicht ident.
55. *Neritaria conomorpha* KITTL, Piz Cainallo (Esino), T. 4, f. 9
 KITTL (1899), T. 4, f. 11 (*Hologyra*).
 Drei breite spirale Farbbänder am letzten Umgang.
56. *Neritaria* (*N.*) *conomorpha* KITTL — *N. kokeni* BÖHM (Übergang, Esino)
 KITTL (1899), T. 4, f. 13 (*Hologyra*).
 Drei schmale, spirale Farbbänder am letzten Umgang.
57. *Neritaria decorata* (MÜNSTER), St. Cassian
 MÜNSTER (1841), T. 10, f. 1 (*Neritaria* ?)
 LEIDHOLD (1918), p. 85 (*Natica*)
 Flammenzeichnung.
58. *Neritaria dicosmoides* HAAS, Cerro des Pasco (Peru), T. 4, f. 6
 HAAS (1953), T. 9, f. 39, 43, 47, 48, 53, 54.
 Zwei kräftige, breite dunkle Farbbänder.
59. *Neritaria distincta* HAAS, Cerro de Pasco (Peru)
 HAAS (1953), T. 10, f. 59, 66, 67; T. 11, f. 1, 6.
 Andeutung von breiten Farbbändern.
60. *Neritaria hologyroides* HAAS, Cerro de Pasco (Peru)
 HAAS (1953), T. 10, f. 13, 16—24, 26—28.
 Leicht gezackte, nach rückwärts ziehende Zebrastrreifung.
61. *Neritaria incisa* (KITTL), Caravina (Esino)
 KITTL (1899), T. 4, f. 24 (*Neritaria*).
 Vier Farbbänder in der Mitte und Unterseite des Gehäuses.
62. *Neritaria mandelslohi* (KLIPSTEIN), St. Cassian; Pachycardientuffe
 KITTL (1892), T. 7, f. 32, 33

- ZARDINI (1978), T. 19, f. 1—3
 TICHY: 111 (9) 5/21: Sammlung des Museums in Stuttgart, (St. Cassian) und
 Sammlung des Institutes für Geowissenschaften in Salzburg (Pachycardien-
 tuffe).
 Über die gesamte Oberfläche verteilte grobe dunkelbraune Farbflecken
 (TICHY) oder kleinere Farbflecken (ZARDINI); bei den Abbildungsoriginalen
 von KITTL mit Zickzack-Muster.
63. *Neritaria mandelslohi elongata* ZARDINI, St. Cassian
 ZARDINI (1978), T. 18, f. 4.
 BIZZABINI (1979) T. 1, (f. 2) (gasteropodi)
 Transversal liegendes Zickzack-Muster.
64. *Neritaria ninacana* HAAS, Cerro de Pasco (Peru)
 HAAS (1953), T. 10, f. 34, 35, 41.
 Drei breite spirale Farbbänder.
65. *Neritaria obliqua* HAAS, Cerro de Pasco (Peru)
 HAAS (1953), T. 1, f. 51, 52
 Genetztes Zickzack-Muster.
66. *Neritaria orbiculata* (STOPPANI), Val di Cino; Cainallo (Esino)
 KITTL (1899), T. 3, f. 19, 20.
 Radiäre Farbbänder (alternierend schwarz-weiß gezeichnet) ähnlich *N. cinensis*
 und *N. papilio*.
67. *Neritaria otomorpha* (KITTL), Caravina (Esino), T. 4, f. 11
 KITTL (1899), T. 3, f. 26.
 Im oberen Drittel radiäre Farbbänder (schwarz-weiß alternierend) und
 Zickzack-Muster.
68. *Neritaria papilio* (STOPPANI), Alpe di Prada; Cainallo (Esino)
 STOPPANI (1858), T. 9, f. 5—6
 KITTL (1899), T. 3, f. 6, 9—13; T. 4, f. 22 und p. 66: Abb. 9—12
 HOHENSTEIN (1913), T. 3, f. 23
 OPPENHEIM (1918), p. 358 (*Natica*)
 SCHMIDT (1928), p. 236, Abb. 601.
 Farbbänder (schwarz-weiß alternierend), bei STOPPANI f. 5—6 sind die
 Flecken nicht quadratisch sondern dreieckig. Bei HOHENSTEIN, f. 23 nur
 Spuren von 2 spiralen Farbbändern vorhanden.
69. *Neritaria papilio elegantissima* KITTL, Val di Cino (Esino)
 KITTL (1899), T. 3, f. 14, 15.
 Radiäre Farbbänder an der Oberseite der Umgänge (schwarz-weiß alternierend)
70. *Neritaria papilio* var. KITTL, Caravina (Esino)
 KITTL (1899), T. 3, f. 16
 DEECKE (1917), p. 6 (*Natica*).
 Reste eines dicken (oben) und dünnen (unten) Farbbandes.
71. *Neritaria plicatilis* (KLIPSTEIN), St. Cassian
 MÜNSTER (1841), T. 10, f. 8 (*Natica plicistria* PHIL.)
 KLIPSTEIN (1943), T. 13, f. 8 (*Natica Landgrebii*); T. 13, f. 9 (*Natica*)
 KITTL (1892), T. 7, f. 35, 36.
 Axiale Farbstreifen, parallel zu den Anwachslineien.
72. *Neritaria spirata* (v. SCHLOTHEIM)
 PHILIPPI (1898), T. 8, f. 15 (*Protomerita*).

- In der unteren Hälfte des Umganges zickzackförmiger Farbzeichnung. PHILIPPI (p. 192) vergleicht diese Art mit *Naticopsis cassiana* (MSTR.) und möchte diese aufgrund der Farbzeichnung zur Gattung *Protonerita* stellen.
73. *Neritaria subincisa* KITTL, Esino
KITTL (1899), T. 3, f. 23.
Drei bis vier Farbbänder, ähnlich wie bei *N. candida*.
74. *Oncochilus bullatus* KOKEN, Steinbergkogel, T. 4, 15
KOKEN (1897), T. 12, f. 1.
Auf der gesamten Oberfläche weit voneinander abstehende Farbtupfen.
75. *Oncochilus neritinus* (LAUBE), St. Cassian, T. 4, f. 13
LAUBE (1868), T. 22, f. 2 (*Natica*).
Drei radiäre Bänder die aus zahlreichen, schräggestellten kurzen Farbstreifen gebildet werden. Im subsutural verlaufenden Band liegen die dunkelbraunen Farbstreifen axial, im median gelegenen Band prosoklin und im knapp darunter liegenden opisthoklin. Nach der Ausbildung der Spindelfalten muß diese Art zu *Oncochilus* gestellt werden.
76. *Oncochilus globulosus* (KLIPSTEIN), St. Cassian, T. 4, f. 14
KLIPSTEIN (1843), T. 21, f. 11 (*Deshayesia globulosa*)
KITTL (1892), T. 6, f. 20, 21
DEECKE (1917), p. 6
OPPENHEIM (1918), p. 368
LEONARDI & FISCON (1959), T. 4, f. 19
ZARDINI (1978), T. 18, f. 11–13.
Zickzack-Muster. Das bei KITTL (f. 20) abgebildete Original wird aufgrund der Farbzeichnung vom Autor zu *Oncochilus neritinus* (LAUBE) gestellt.
77. *Oncochilus* cf. *globulosus* (KLIPSTEIN), St. Cassian, T. 4, f. 16
KLIPSTEIN (1843), T. 13, f. 12 (*Natica Schwarzenbergi*).
Weit voneinander abstehende Tupfen ähnlich wie bei *O. bullatus*. Aufgrund der Farberhaltung ist die Identität mit *O. globulosus* auszuschließen. Eine nähere Beziehung besteht zu *O. bullatus* KOKEN.
78. *Cryptonerita conoidea* BOEHM-Übergang zu *C. elliptica* KITTL, Val del Monte (Esino)
KITTL (1899), p. 71, Abb. 16.
Ein dünnes Querband im oberen Drittel der Windung.
79. *Cryptonerita elliptica* KITTL, Schwarzwald (mittlerer Muschelkalk)
HOHENSTEIN (1913), T. 3, f. 28 c, d
SCHMIDT (1928), p. 239, Abb. 611 c, d.
Mit variabler Zickzack-Zeichnung.
80. *Trachynerita tambosolensis* HAAS, Cerro de Pasco (Peru)
HAAS (1953), T. 11, f. 19, 24.
Zickzack-Muster.
- O. Mesogastropoda
Ü. Fam. Loxonematacea KOKEN, 1889
Fam. unsicher, wahrscheinlich Spirostylidae
81. „*Loxonema*“ cf. *annae* KUTASSY, Wiesloch bei Heidelberg (Trochitenkalk)
GRUBER (1932), T. 14, f. 17
SCHMIDT (1938), p. 36, Abb. 651 a.
Axiale, sigmoidal geschwungene Farbstreifen.

82. „*Loxonema*“ *obsoletum* v. ZIETEN, Wiesloch bei Heidelberg (? Trochitenkalk)
GRUBER (1932), T. 15, f. 6 (*Loxonema philippii* GR.)
SCHMIDT (1938), p. 36, Abb. 643 a.
Axiale, z. T. leicht zickzack verlaufende Farbstreifen.
83. „*Loxotomella*“ (?) *hoernesii* TOMMASI, Ghegna bei Roncobello
TOMMASI (1931), p. 60, T. 4 (5), f. 13 (*Loxotomella* (?) *Hörnesii*).
Mit zahlreichen, zarten leicht prosoklinen braunen Farbstreifen. Wahrscheinlich gehört diese Art zur Gattung *Gigantogonia*.
- Fam. Coelostylinidae
84. *Coelochrysalis megaspira* (STOPPANI), Esino
KITTL (1899), T. 18, f. 21, 22, 23; p. 170, Abb. 103.
Axiale, eng geflammte Farbzeichnung.
85. *Coelosylina brevissima* KITTL, Marmolata; Caravina (Esino), T. 5, f. 6
BÖHM (1895), T. 13, f. 11 b.
Der gesamte Umgang, auch die Unterseite, ist von zahlreichen feinen Gruben eingenommen, die längs spiralen Reihen angeordnet sind. Die Originalfärbung ist nicht mehr vorhanden.
86. *Coelostylina conica* (MÜNSTER), Piz di Cainallo (Esino), T. 5, f. 7, 8
STOPPANI (1858), T. 15, f. 9, 10 (*Phasianella vittata*)
KITTL (1899), p. 143, Abb. 70, 71; p. 144, Abb. 74.
Zwei spiral verlaufende breite Farbbänder unmittelbar unter der Sutur und im unteren Drittel des Umganges, sowie zarte spirale Punktreihen.
87. *Coelostylina liscaviensis* (GIEBEL), Lieskau (Oberschlesien), Unterer Muschelkalk
PICAED (1903), T. 13, f. 6 (*Omphaloptycha*)
SCHMIDT (1928), p. 265, Abb. 711.
Die Oberfläche ist von zahlreichen feinen Gruben eingenommen welche in dicht gedrängten spiralen Reihen angeordnet sind. Die Farbpigmente sind weggelöst.
88. *Gradiella acutemaculata* (STOPPANI), Esino
STOPPANI (1858), T. 14, f. 4 (*Phasianella*).
Am letzten Umgang treten axial verlaufende, schwarze Farbflecken auf, die adapikal breiter werden.
89. *Omphaloptycha jaworski* HAAS, Cerro de Pasco (Peru), T. 5, f. 11
HAAS (1953), T. 8, f. 1–6, 12, 13, 20, 24, 26, 27, 31, 38.
Axial angeordnetes Zickzack-Muster.
90. *Omphaloptycha jenski* HAAS, Cerro de Pasco (Peru)
HAAS (1953), T. 8, f. 29, 34, 38.
Axial angeordnetes Zickzack-Muster.
91. *Omphaloptycha lissoni* COX, Peru, T. 5, f. 10
COX (1949), T. 2, f. 11.
Im oberen Drittel des Umganges axial, dann unvermittelt stark in Richtung Mündung verlaufende Streifen die dem Gastropoden ein Zebramuster verleihen.
92. *Omphaloptycha mercati elongata* GEMMELLARO, Bellolampo (Sizilien), T. 5, f. 15
GEMMELLARO, M. (1921), T. 4, f. 16, 17.
Mehr oder weniger axial angeordnete, unregelmäßig über die Gehäuseoberfläche verteilte Farbflecken.

93. *Omphaloptycha semicostata* G. GEMMELLARO, Bellolampo (Sizilien), T. 5, f. 14
GEMMELLARO, M. (1921), T. 3, f. 8—10.
Axial angeordnete, über die Gehäuseoberfläche unregelmäßig verteilte Farbflecken.
94. *Omphaloptycha speciosa* HAAS, Cerro de Pasco (Peru), T. 5, f. 13
HAAS (1953), T. 8, f. 30, 35, 53, 54, 59, 65.
Farbzeichnung ähnlich wie bei *O. lissoni* COX, nur im oberen Drittel eng und stark verfälschte Farbstreifen.
95. *Omphaloptycha* sp. HAAS, Cerro de Pasco (Peru)
HAAS (1953), T. 8, f. 55, 56.
Längs den Anwachslinien opisthocoele verlaufende Farbstreifen.
96. *Orthostomia concava* (STOPPANI), Piz di Cainallo (Esino)
KITTL (1899), p. 159, Abb. 84 (*Undularia*).
Über die ganze Oberfläche verteilte, in spiralen Reihen angeordnete zarte Gruben, ähnlich wie bei *C. conica* (MSTR.).
97. *Orthostomia fusoides* (STOPPANI), Piz di Cainallo (Esino), T. 5, f. 17
KITTL (1899), p. 83, Abb. 159 (*Undularia Orthostomia*).
Dicht gedrängte radiäre Reihen mit zarten Gruben wie bei *C. conica* (MSTR.).
98. *Gigantogonia princeps* (STOPPANI), Lenna, Ghegna, T. 5, f. 16
STOPPANI (1858), T. 1, f. 1 (*Chemnitzia*)
KITTL (1899), p. 133, Abb. 61, 62 (*Omphaloptycha*)
TOMMASI (1913), T. 4 (5), f. 48 (*Omphaloptycha*).
Dicht gedrängte, dunkelbraune axiale, leicht sigmoidal geschwungene Farbstreifen, ähnlich der Farbzeichnung von „*Loxotomella*“ *hoernesii* TOMMASI (80).
99. *Undularia ambrosinii* (STOPPANI), Piz di Cainallo, Esino, T. 5, f. 20
KITTL (1899), p. 160, Abb. 89.
Dicht gedrängte radiäre Reihen mit zarten Gruben.
100. *Undularia (Stereokion) mediocalcis* HOHENSTEIN, Schwarzwald (mittlerer Muschelkalk)
HOHENSTEIN (1913), T. 3, f. 31 (*Undularia (Toxoconcha)*)
SCHMIDT (1928), p. 262, Abb. 698 (*Undularia (Toxoconcha)*).
Procoele verlaufende Farbstreifen die apikal breiter sind als adapikal.
101. *Toxoconcha brocchi* (STOPPANI), Esino
KITTL (1899), T. 12, f. 17, p. 165, Abb. 93, 95.
Axial angeordnete Zickzack-Bänderung.
102. *Toxoconcha brocchi brevis* KITTL, Haiterbach (Schwarzwald)
HOHENSTEIN (1913), T. 4, f. 14, 15; p. 80, Abb. 12 (*Undularia (Toxoconcha)*).
Axiale, den Zuwachslinien folgende Farbstreifen.
103. *Toxoconcha brocchi lunulata* KITTL, Caravina (Esino)
KITTL (1899), T. 12, f. 18, 20; p. 165, Abb. 94
Den Anwachsstreifen folgende, opisthocyrtete Farbstreifen. An einem Exemplar (f. 20) sind am letzten Umgang eng gedrängte Zickzack-Bänderungen festzustellen.
104. *Toxoconcha ontragnana* KITTL, Caravina (Esino), T. 5, f. 18
KITTL (1899), T. 12, f. 30 (*Undularia (Toxoconcha)*).
Sigmoidal geschwungene Farbzeichnungen säumen die Zuwachslinien.

105. *Trypanostylus geographicus* (STOPPANI), Esino
 KITTL (1899), T. 11, f. 23–25
 Unregelmäßig gefleckte und geflamnte, axial verlaufende Farbzeichnung.
106. *Trypanostylus pradeanus* KITTL, Esino
 KITTL (1899), T. 11, f. 26.
 Unregelmäßig geflammtes Farbmuster, ähnlich wie bei *T. geographicus* (STOPPANI) (104).
107. *Trypanostylus triadicus* (KITTL), St. Cassian
 ZARDINI (1978), T. 27, f. 1 (*Euthystylus*) .
 Schwach zu erkennende Spuren von dunklen Farbpigmenten längs der sigmoidalen Zuwachslinien.
108. *Trypanostylus zitteli* (KITTL), St. Cassian
 KITTL (1892), T. 8, f. 25 (*Eutystylus*).
 Scheckige Fleckung als Farbmuster.
- Ü. Fam. Cerithiacea
 Fam. Purpurinidae
109. *Pseudoscalites armatus* (STOPPANI), Piz di Cainallo (Esino), T. 2, f. 5
 KITTL (1899), T. 11, f. 1–12.
 Zwei dunkle, blaugraue, breite Querbänder von denen eines unterhalb der oberen Knotenreihe, das andere um interen Drittel der Windung verläuft. Die Farbzeichnung ist jener der rezenten *Trunculariopsis truncatulus* (L.) ähnlich.
- Ü. Fam. Naticacea
 Fam. Naticidae
 U. Fam. Globulariinae (Ampullinae)
110. *Ampullina (Pseudamaura) paludinaris* MÜNSTER, St. Cassian, T. 2, f. 6
 ZARDINI (1978), T. 21, f. 15 (*Amauropsis*).
 Spuren einer mit den Anwachsstreifen verlaufenden Farbzeichnung.
- Ü. Fam. Calyptraea
 Fam. Capulidae
111. *Capulus apollinis* BÖHM, St. Cassian, T. 1, f. 10
 BÖHM (1895), p. 261, Abb. 51.
 Zwölf dunkelbraune, radial vom Apex ausstrahlende Pigmentstreifen.
- Ü. Fam. Subulitacea
 Fam. Subulitidae
 U. Fam. Subulitinae
112. *Euchrysalis fimbriata* STOPPANI, Esino
 STOPPANI (1858), T. 6, f. 14, 15
 OPPENHEIM (1918), p. 358.
 Axiale, leicht zickzack verlaufende Farbstreifen.
- Fam. Pseudomelaniidae
113. *Pseudomelania subsimilis* KITTL, St. Cassian
 KITTL (1894), T. 6, f. 58.
 Mit zwei, knapp unterhalb der Sutur verlaufenden spiralen Farbflecken-Reihen.
114. *Lissochilina cf. picta* KITTL, Vierzona
 HÄBERLE (1908), T. 6, f. 23.
 Zwei quergestellte, dunkle Striche welche nach HÄBERLE (p. 515) von der ursprünglichen Färbung herrühren dürften.

10. Index

- acutemaculata*, *Phasianella* → *Gradiella* (88)
ambrosinii, *Trochus*, *Orthostomia* → *Undularia* (99)
Ampullina (*Pseudamaura*) (110)
annae, *Loxonema* → „*Loxonema*“ (81)
Anomphalus (1)
Anticonulus (2)
applanata, *Marmolatella*, *Dicosmos* → *Naticopsis* (*Marmolatella*) (25)
applanata oculata, *Marmolatella* → *Naticopsis* (*Marmolatella*) (26)
appolinis, *Capulus* (111)
argus, *Natica*, *Pseudospirata*, *Naticopsis* → *Pachyomphalus* (46)
armatus, *Pseudoscalites* (109)
bifasciata, *Natica*, *Neritaria*, *Protonerita* → *Neritaria* (51)
blaschkei, *Platychilina Wöhrmanni*, *Patychilina Wöhrmanni* var. *major* KUT. → *Seisia* (49)
brevissima, *Coelostylina* → *Coelostylina* (*Orthostomia*) (85)
brocchi, *Undularia* (*Toxoconcha*) → *Toxoconcha* (101)
brocchi brevis, *Toxoconcha* (102)
brocchi lunulata, *Undularia* (*Toxoconcha*) → *Toxoconcha* (103)
bullatus, *Neritodorus* (*Sphaerochilus*) → *Oncochilus* (74)
candida, *Protonerita* → *Neritaria* (52)
Capulus (111)
cassiana, *Natica* → *Naticopsis* (*N.*) (5)
Chartronella (4)
cinensis, *Natica* → *Naticopsis* (*N.*) (6)
coarctata, *Protonerita* → *Neritaria* (53)
Coelochrysalis (84)
Coelostylina (85–87)
comensis, *Protonerita* → *Neritaria* (54)
complanata, *Natica*, *Marmolatella*, *Dicosmos* → *Naticopsis* (*Marmolatella*) (27)
complanatus, *Dicosmos* → *Naticopsis* (*Marmolatella*) (27)
compressa, *Naticella* → teste non valid
concava, *Undularia* → *Orthostomia* (96)
conica, *Coelostylina* (86)
conoidea-Übergang zu *elliptica*, *Cryptonerita* (78)
conomorpha, *Hologyra*, *Naticopsis* → *Neritaria* (55)
conomorpha-Übergang zu *kokeni*, *Hologyra* → *Neritaria* (56)
Cryptonerita (78–79)
decorata, *Natica* → *Neritaria* (57)
dicosmoides, *Neritaria* (58)
Dicosmos (37–43)
dieneri, *Marmolatella* (*Haliotimorpha*) → *Haliotimorpha* (36)
distincta, *Neritaria* (59)
distincta, *Turbonitella* → *Neritopsis* (50)
elegans, *Hologyra* → *Dicosmos* (37)
elliptica, *Cryptonerita* (79)
esinensis, *Planospirina* (44)
Euchrysalis (112)
fastigata, *Hologyra*, *Naticopsis* (*Vernelia*) → *Vernelia* (?) (45)

fastosa, *Natica*, *Fedaiella* → *Naticopsis* (*Naticopsis*) (7)
Fredighini, *Trochus* → *Coelostylina conica* (85)
fimbriata, *Undularia* → *Euchrysalis* (112)
Frombachia (?) (48)
fusoides, *Chemnitzia* → *Orthostomia* (97)
gaderana, *Naticopsis* (8)
gemmata, *Natica* → *Dicosmos* (38)
geographicus, *Trypanostylus* (105)
Gigantogonia (98)
globulosus, *Neritoma* (*Oncochilus*), *Neritodomus* (*Sphaerochilus*), *Deshayesia* →
Oncochilus (76)
globulosus (cf.), *Oncochilus* (77)
Gradiella (88)
Haliotimorpha (36)
helicoides, *Umbonium* → *Anomphalus* (1)
hebraica, *Nerinea* → *Coelochrysalis megaspira* (84)
hieroglyphica, *Natica*, *Naticopsis* (*Hologyra*) → *Naticopsis* (*N.*) *impressa* (9)
hoernesii, *Loxotomella* → „*Loxotomella*“ (83)
hoffmanni, *Marmolatella* → *Naticopsis* (*Marmolatella*) (28)
hologyroides, *Neritaria* (60)
impressa, *Naticopsis* (*N.*) (9)
inaequiplicata, *Natica*, *Naticopsis* (*Fedaiella*) → *Naticopsis* (*N.*) (10)
incisa, *Protonerita* → *Neritaria* (61)
jaworski, *Omphaloptycha* (89)
jenski, *Omphaloptycha* (90)
ladina, *Hologyra* → *Naticopsis* (*N.*) (11)
landgrebii, *Natica*, *Protonerita* → *Neritaria plicatilis* (71)
lemniscata, *Natica*, *Fedaiella*, *Naticopsis* (*Fedaiella*) → *Naticopsis* (*N.*) (12)
liscaviensis, *Omphaloptycha* → *Coelostylina* (*Omphaloptycha*) (85)
Lissochilina (114)
lissoni, *Omphaloptycha* (91)
„*Loxonema*“ (81–82)
„*Loxotomella*“ (83)
maculata var. *Seisiensis*, *Dicosmos* → *Dicosmos maculosus seisiensis* (40)
maculosa, *Natica*, *Naticopsis* (*Dicosmos*) → *Dicosmos maculosus* (38)
maculosus seisiensis, *Dicosmos maculatus* var. *seisiensis* → *Dicosmos* (40)
maculosus, *Dicosmos* (39)
mammispira, *Dicosmos* (41)
mandelslohi, *Protonerita* → *Neritaria* (62)
mandelslohi elongata, *Neritaria* (63)
mediocalcis, *Undularia* (*Toxoconcha*) → *Toxoconcha* (*Stereokion*) (100)
megaspira, *Euchrysalis* → *Coelochrysalis* (84)
mercati elongata, *Omphaloptycha* (?) (92)
meriani, *Natica*, *Fedaiella*, *Naticopsis* (*Fedaiella*) → *Naticopsis* (*N.*) (13)
monstrum, *Natica*, *Fedaiella* → *Naticopsis* (*N.*) (14)
Naticopsis (*Naticopsis*) (5–24)
Naticopsis (*Marmolatella*) (25–35)
nebrodensis, *Marmolatella* → *Naticopsis* (*Marmolatella*) (29)
nebrodensis tuberculosa, *Marmolatella* → *Naticopsis* (*Marmolatella*) (30)
neritacea, *Naticopsis* (*Hologyra*) → *Naticopsis* (*N.*) (15)

Neritaria (52—73)
Neritina (51)
neritina, *Natica* → *Oncochilus neritinus* (75)
neritinus, *Oncochilus* (75)
Neritopsis (50)
ninacacana, *Neritaria* (64)
nudus, *Trochus*, *Discordichilus* (*Solariconulus*) → *Solariconulus* (3)
obliqua, *Neritaria* (65)
obsoletum, *Loxonema* → „*Loxonema*“ (82)
obstructa, *Natica* → *Naticopsis* (*N.*) (16)
Omphaloptycha (89—95)
Oncochilus (74—77)
ontragnana, *Undularia* (*Toxoconcha*) → *Toxoconcha* (104)
orbiculata, *Protonerita* → *Neritaria* (66)
Orthostomia (96—97)
otomorpha, *Protonerita* → *Neritaria* (67)
ovata, *Natica*, *Dicosmos* → *Naticopsis* (*N.*) *impressa* (9)
ovulum, (?) *Hologyra*, *Naticopsis* (*Vernelia*) → *Naticopsis* (*N.*) (17)
oyenhausii, *Natica* → *Naticopsis* (*N.*) (18)
Pachyomphalus (45—47)
paludinaris, *Amauropsis* (*Prostylifer*) → *Ampullina* (*Pseudamaura*) (110)
papilio, *Protonerita* → *Neritaria* (68)
papilio elegantissima, *Neritaria* (69)
philippi, *Loxonema* → „*Loxonema*“ *obsoletum* (83)
picta, *Lissochilina* (114)
picta, *Phasianella* → *Naticopsis* (*N.*) (19)
planconvexa, *Marmolatella* → *Naticopsis* (*Marmolatella*) (31)
Planospirina (44)
plicatilis, *Natica*, *Protonerita* → *Neritaria* (71)
plicistria, *Natica* → *Neritaria plicatilis* (71)
polimila, *Natica* → *Naticopsis* (*N.*) *monstrum* (14)
pradeanus, *Trypanostylus* (106)
princeps, *Chemnitzia*, *Omphaloptycha*, *Coelostylina* (*Gigantogonia*) → *Gigantogonia* (98)
profunda, *Marmolatella* → *Naticopsis* (*Naticopsis*) (20)
prolixa, *Fedaiella* (?) → *Naticopsis* (*N.*) (21)
prometheus, *Trochus* → *Anticonulus semipunctatus* (2)
Pseudomelania (113)
Pseudoscalites (109)
pseudospirata, *Natica*, *Naticopsis* (*Pachyomphalus*) *pseudospiratus* → (?) *Pachyomphalus* (46)
pseudospirata argus, *Natica*, *Naticopsis* (*Pachyomphalus*) *argus* → (?) *Pachyomphalus* (45)
pseudospiratus, *Naticopsis* (*Pachyomphalus*) → (?) *Pachyomphalus pseudospirata* (47)
retropunctata, *Fedaiella* → *Naticopsis* (*N.*) (22)
schafferi, *Dicosmos* (42)
schwarzenbergi, *Natica*, *Neritodorus* (*Sphaerochilus*) → *Oncochilus* cf. *globulosus* (77)
sebae, *Chemnitzia* → *Toxoconcha brocchi* (101)
Seisia (49)
semicostata, *Omphaloptycha* (93)
semipunctata, *Ziziphinus* → *Anticonulus semipunctatus* (2)

semipunctata, *Anticonulus* (2)
semisulcata, *Marmolatella* → *Naticopsis* (*Marmolatella*) (32)
Solariconulus (3)
speciosa, *Omphaloptycha* (94)
sphaeroidica, *Rotella* → *Anomphalus helicoides* (1)
spirata, *Protonerita* → *Neritaria* (72)
stomatia, *Marmolatella* → *Naticopsis* (*Marmolatella*) (33)
subcarinatus, *Turbo*, *Chartroniella* → *Chartronella* (4)
subelongata, *Naticopsis* (*N.*) (23)
subelongata chromatica, *Naticopsis* (*N.*) (24)
subsimilis, *Pseudomelania* (113)
tambosolensis, *Trachynerita* (80)
telleri, *Naticopsis* (*Marmolatella*) (34)
terzadica, *Naticopsis* (*Hologyra*) → *Dicosmos terzadicus* (43)
terzadicus, *Dicosmos* (43)
Toxoconcha (101–104)
Trachynerita (80)
triadicus, *Euthystylus*, *Turristylus* → *Trypanostylus* (107)
Trypanostylus (105–108)
uhligi, *Frombachia*, *Naticopsis* (*Hologyra*) → (?) *Frombachia* (48)
Undularia (99–100)
Vernelia (?) (45)
vittata, *Phasianella* → *Coelostylina conica* (86)
woehrmanni, *Platychilina* → *Seisia blaschkei* (49)
woehrmannia var. *major*, *Platychilina* → *Seisia blaschkei* (49)
zitteli, *Eustylus* → *Trypanostylus* (108).

Literatur

- ALBERTI, F. v.: Gefärbte Muschel-Kalk-Terebrateln. — N. Jb. Min. Jg. 1845, 672–673, Stuttgart 1845.
 BAUER, V.: Über das Tierleben auf den Seegraswiesen des Mittelmeeres. — Zoologische Jahrbücher, Abt. Systematik, 56, 1–42, 10 Abb., 6 Taf., Jena 1929.
 BECKER, K.: Untersuchungen über das Farbmuster und das Wachstum der Molluskenschale. — Biol. Zentralbl., 68 (7/8), 263–288, 18 Abb., Leipzig 1949.
 BIZZARINI, M.: Note paleontologiche sulle Dolomiti Orientali. — 26 S., 12 Taf., 1 Karte, Portogruaro 1979.
 BOETTGER, O.: Über den wissenschaftlichen Wert der Schnecken- und Muschelschalen. — Berichte der Senckenbergischen Naturforschenden Gesellschaft in Frankfurt a. M., Jg. 1903, 177–186, Frankfurt 1903.
 BOHN, P., HAVAS, M. B. & T. LENHARD: Fluoreszenzuntersuchungen in der Geologie. — Földt. közl., 96, 460–468, 4 Abb., 1 Tab., 2 Taf., Budapest (Ungarisch) 1966.
 BÖHM, J.: Die Gastropoden des Marmolatakalkes. — Palaeontographica, 42, 211–308, 98 Abb., Taf. 9–15, Stuttgart 1895.
 BROILL, F. & A. READ: Die Fauna der Pachycardientuffe der Seiser Alp. Scaphopoden und Gastropoden. — Palaeontographica, 54, 69–138, Taf. 6–11, Stuttgart 1907.
 CAIN, A. J. & P. M. SHEPPARD: The effects of natural selection on body colour in land snail *Cepaea nemoralis* L. — Heredity, 6, 217–231, London (Oliver & Boyd) 1952.
 CAIN, A. J. & P. M. SHEPPARD: Natural selection in *Cepaea*. — Genetics, 39, 89–116, Brooklyn 1954.
 COMFORT, A.: Biochemistry of Molluscan Shell Pigments. — Proc. Malacol. Soc. London, 28, 79–85, London 1951.

- COMFORT, A.: Molluscan Shell Patterns. — Animals, Venomous, and their venoms, 5 (5), New York 1964.
- COX, L. R.: Upper Triassic Mollusca From Peru. — Boll. Inst. Geol. Peru, 12, 1—50, 2 Taf., 1 Karte, Lima 1949.
- DEECKE, W.: Über Färbungsspuren an fossilen Molluskenschalen. — Sitz.-Ber. Heidelberger Akad. Wiss., Mathem.-naturwiss. Kl., Abt. B, Jg. 1917, 6. Abh., 1—14, Heidelberg 1917.
- DE NICOLA, M. & GOODWIN, T. W.: The distribution of carotenoids in some marine invertebrates. — Pubbl. Staz. Zool. Napoli, 25, 145—160, Napoli 1954.
- DISTASO, A.: Die Beziehung zwischen den Pigmentbändern des Mantels und denen der Schale bei *Helix nemoralis* L. und *hortensis* MÜLLER nebst Bemerkungen über die Entstehung des Pigments bei Mollusken. — Biol. Centralbl., 28, 120—129, Leipzig 1908.
- DUNBAR, C.: Phases of Cephalopod adaptation. — In: THORPE, M. R., Organic Adaptations to Environment, S. 193, New Haven; Yale Univ. Press., 1924.
- EMBERTON, L. R. B.: Relationships between Pigmentation of Shell and of Mantle in the Snails *Cepaea nemoralis* (L.) and *Cepaea hortensis* (MÜLL.). — Proc. Zool. Soc. London, 140, 273—293, 2 Abb., London 1963.
- FISCHER, P. H.: La persistance des couleurs parmi les fossiles du Trias moyen. — J. de Conchyliologie, 69, 5—12, Paris 1925.
- FOERSTE, A. F.: The Color Patterns of Fossil Cephalopods and Brachiopods, with Notes on Gastropods and Pelecypods. — Contributions from the Museum of Paleontology, University of Michigan, 8, 109—150, 4 Taf., Ann Arbor 1930.
- FORBES, E.: Note on an Indication of Depth of Primaeval Seas, Afforded by the Remains of Colour in Fossil Testacea. — Proc. Royal. Soc. London, 7, 21—23, London 1854.
- FOX, D. L.: Animal Biochromes and Structural Colours. Physical, Chemical, Distributional & Physiological Features of Coloured Bodies in the Animal Kingdom. — 379 S., 37 Abb., 11 Tab., 1 Taf., Cambridge (University Press) 1953.
- FRIEDMANN, H.: The natural-history background of camouflage. — Smithsonian Institution war background studies, 5, 17 S., 16 Taf., Washington 1942.
- GEMMELLARO, M.: Il Trias dei dintorni di Palermo, Parte I. La fauna triassica dei calcari delle cave di Bellolampo (Palermo), I. Cefalopodi (Revisione) — Gastropodi. — Giorn. Sc. Nat. Econ. Palermo, 83, 1—72, 5 Taf., Palermo 1921.
- GIRTY, G. H.: On Some Growth Stages in *Naticopsis altonensis*, McCHELSNEY. — Amer. J. Sci., 4. Serie, 34, 338—341, 1 Taf., Washington 1912.
- GOODWIN, T. W.: Carotenoids. — Ann. Rev. Biochem., 24, 497—522, Stanford 1955.
- GOODWIN, T. W.: Biochemistry of Pigments. In: WATERMAN, T. H.: The Physiology of Crustacea, Vol. I, 101—135, New York—London (Academic Press) 1960.
- GREGGER, D. K.: A New Devonian Brachiopod Retaining the Original Color Markings. — Amer. J. Sci., 25, p. 313, New Haven 1908.
- GRUBER, A.: Eine Fauna mit erhaltenen Schalen aus den oberen Muschelkalk (Trochitenkalk) von Wiesloch bei Heidelberg. — Verh. naturhist. med. Vereins zu Heidelberg, N. F., 17, 243—325, Taf. 1—4, Heidelberg 1932.
- GRÜB, H.: Farbquellen der Natur.-Bild der Wissenschaft, Jg. 1973, 664—671, 10 Abb., Stuttgart 1973.
- HAAS, O.: Mesozoic Invertebrate Faunas of Peru. — Bull. Amer. Mus. Nat. Hist., 101, 1—328, 18 Taf., New York 1953.
- HÄBERLE, F.: Paläontologische Untersuchungen triassischer Gastropoden aus dem Gebiet von Predazzo. — Verh. Naturhist. Med. Ver. Heidelberg, N. F. 9, 247—631, Taf. 2—6, Heidelberg 1907.
- HELMCKE, J.-G.: Untersuchungen über die Schalen- und Körperfärbung der Landschnecken. — Zool. Jb., Abt. Anatomie und Ontogenie der Tiere, 60, 1—36, 12 Abb., Jena (G. Fischer) 1935.
- HENKE, K.: Zur Morphologie und Entwicklungsphysiologie der Tierzeichnungen. — Naturwiss., 21, 633—639 u. 654—659, Berlin 1933.
- HENKE, K.: Entwicklung und Bau tierischer Zeichnungsmuster. — Verh. dtsh. zool. Ges., Jg. 1935, 176—244, Leipzig (Engelmann) 1935.

- HENKE, K.: Einfache Grundvorgänge in der tierischen Entwicklung II. Über die Entstehung von Differenzierungsmustern. — *Naturwissenschaften*, **34**, 176—181, 203—211, 239—246, 19 Abb., Berlin 1948.
- HOHENSTEIN, V.: Beiträge zur Kenntnis des mittleren Muschelkalkes und des unteren Trochitenkalkes am östlichen Schwarzwaldrand. — *Geol. Paläont. Abh.*, **16**, 175—272, 8 Taf., 12 Abb., Jena 1913.
- HYMAN, L. H.: *The Invertebrates*, 6, Mollusca I: Aplacophora, Polyplacophora, Monoplacophora, Gastropoda. The coelomate Bilateria. — 792 S., 249 Abb., New York, St. Louis, San Francisco, Toronto, London, Sydney (McGraw—Hill Book Co.) 1967.
- JORDAN, R., L. SCHEUERMANN & C. SPAETH: Farbmuster auf jurassischen Belemniten-Rostren. — *Paläont. Z.*, **49** (3), 332—343, 3 Abb., 2 Taf., Stuttgart 1975.
- KARRER, P. & E. JUCKER: Carotenoids. — 384 S., Elsevier, Amsterdam 1950.
- KAYSER, E.: Notiz über *Rhynchonella pugnus* mit Farbspuren aus dem Eifler Kalk. — *Z. dtsh. geol. Ges.*, **23**, 257—289, Stuttgart 1871.
- KENNEDY, G. Y. & H. G. VEVERS: Porphyrin pigments in the tectibranch mollusc *Akera bullata* O. F. MÜLLER. — *J. Mar. biol. Ass. U. K.* (1956) **35**, 35—39, London 1956.
- KEYES, C. R.: Preservation of Color in Fossil Shells. — *Nautilus*, **4**, 30—31, Philadelphia, Boston 1890.
- KITTL, E.: Die Gastropoden der Schichten von St. Cassian der südalpiner Trias. I. Teil. — *Ann. Naturhist. Hofmus. Wien*, **6**, 166—262, 11 Abb., Taf. 1—7, Wien 1891.
- KITTL, E.: Die Gastropoden der Schichten von St. Cassian der südalpiner Trias. Teil II. — *Ann. Naturhist. Hofmus. Wien*, **7**, 35—96, Taf. 5—9, Wien 1892.
- KITTL, E.: Die Gastropoden der Schichten von St. Cassian der südalpiner Trias. Teil III. — *Ann. Naturhist. Hofmus. Wien*, **9**, 143—277, Taf. 4—12, Wien 1894.
- KITTL, E.: Die triadischen Gastropoden der Marmolata und verwandter Fundstellen in den weißen Riffkalken Südtirols. — *Jb. Geol. R. A.*, **44** (1894), 99—184, 6 Taf., Wien 1895.
- KITTL, E.: Die Gastropoden der Esinokalke nebst einer Revision der Gastropoden der Marmolata. — *Ann. Naturhist. Hofmus. Wien*, **14**, 1—237, 111 Abb., 18 Taf., Wien 1899.
- KLIPSTEIN, A. v.: Beiträge zur geologischen Kenntnis der östlichen Alpen. — 311 S., 20 Taf., Gießen (C. Friedrich) 1843.
- KNIGHT, B. J.: Some Pennsylvanian Gastropods and a Pelecypod Showing Color Markings. — *Bull. Geol. Soc. America*, **40**, p. 212, Rochester, N. Y., Washington 1929.
- KNIGHT, J. B.: The gastropods of the St. Louis, Missouri, Pennsylvanian outlier. V. The Trocho-Turbinidae. — *J. Paleont.*, **7** (1), 30—58, Taf. 8—12, Chicago 1933a.
- KNIGHT, J. B.: The gastropods of the St. Louis, Missouri, Pennsylvanian. VI. The Neritidae. — *J. Paleont.*, **7** (4), 359—392, Taf. 40—46, Chicago 1933b.
- KOKEN, E.: Beiträge zur Kenntnis der Gastropoden des süddeutschen Muschelkalkes. — *Abh. Geol. Spec. Karte Elsass-Lothringen, N. F.*, **H. 2**, 1—49, 6 Taf., Straßburg 1898.
- KRUKENBERG, C. FR. W.: Zur Kenntnis der Genese der Gallenfarbstoffe und der Melanine. — *Centralbl. med. Wiss.*, **21**, 785—787, Berlin 1883.
- KUTASSY, A.: Die Fauna des norischen Dachsteinkalkes von St. Anna bei Neumarkt (Oberkrain). I. Teil, Ammonoidea und Gastropoda. — *Földt. Közl.*, **64**, 65—80, 2 Taf., Budapest 1934.
- LAUBE, G.: Die Fauna der Schichten von St. Cassian. III. Abt.: Gastropoden I. Hälfte. — *Denkschr. Akad. Wiss. mathem.-naturwiss. Kl.*, **28**, 29—94, Taf. 21—28, Wien 1868.
- LAUBE, G.: Die Fauna der Schichten von St. Cassian. IV. Abt.: Gastropoden II. Hälfte. — *Denkschr. Akad. Wiss. mathem.-naturwiss. Kl.*, **30**, 1—48, Taf. 29—35, Wien 1869.
- LEIDHOLD, L.-G. DE: Ergänzende Bemerkungen von W. DEECKE, über Färbungsspuren an fossilen Molluskenschalen. — *Naturwiss. Wochenschrift, N. F.*, **17**, 84—86, Jena 1918.
- LEMBERG, R. & J. W. LEGGE: Hematin Compounds and Bile Pigments, Their Constitution, Metabolism, and Function. — 749 S., Interscience, New York 1949.
- LEONARDI, P.: Le Dolomiti. — *Geologia dei monti tra Isarco e Piave. Vol. I*, 1—552, *Vol. II*, 563—1019, 1 Kartenband. — Rovereto (Manfrini) 1967.

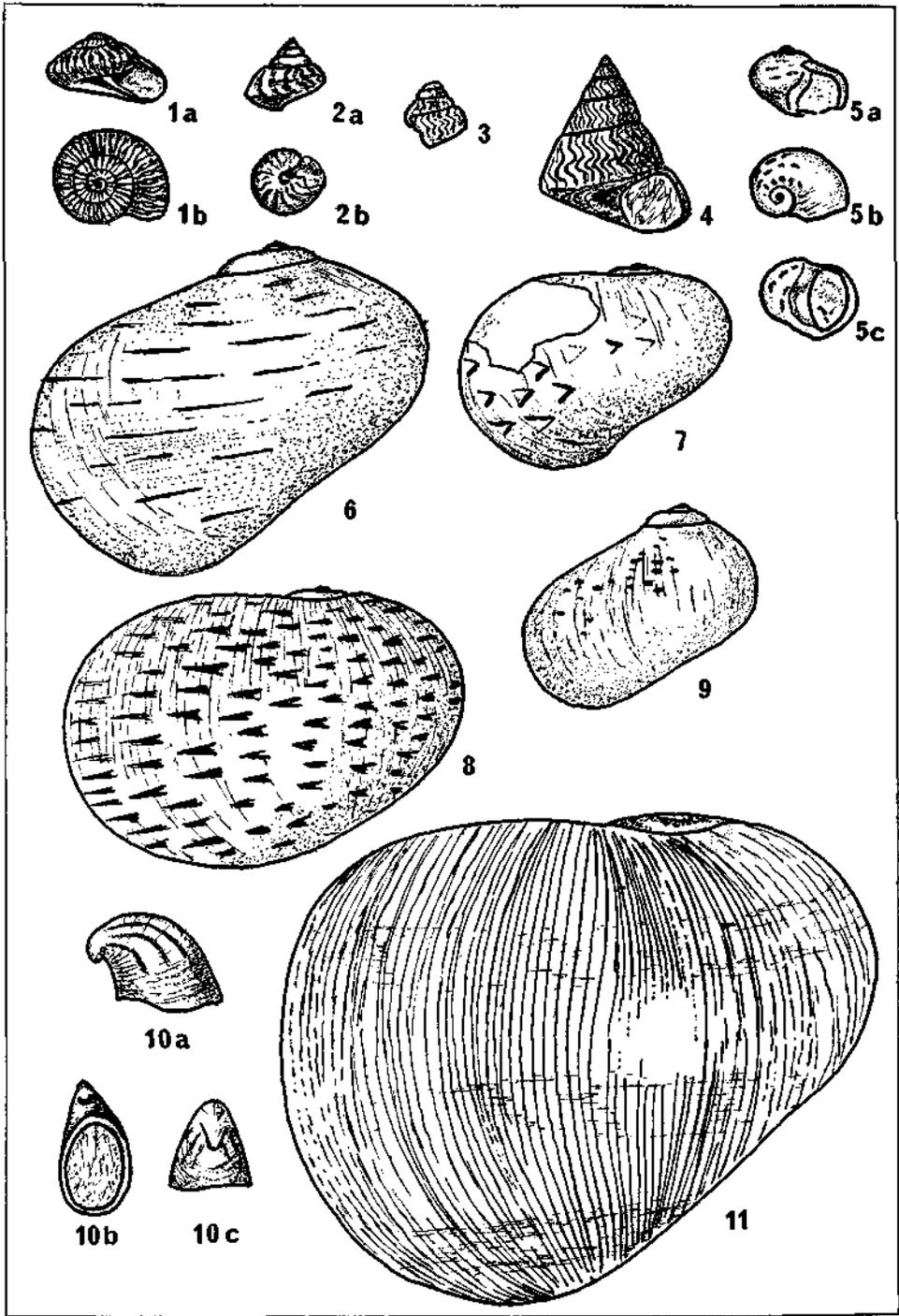
- LEONARDI, P. & F. FISCONE: La Fauna Cassiana di Cortina d'Ampezzo III. — Gasteropodi. — Mem. Ist. Geol. Min. Univ. Padova, **21**, 1–103, 9 Taf., Padova 1959.
- LERNER, A. B. & T. B. FITZPATRICK: Biochemistry of melanin formation. — *Physiol. Rev.*, **30**, 91–126, Baltimore 1950.
- LINDEN, MARIA v.: Die Entwicklung der Skulptur und der Zeichnung bei den Gehäuseschnecken des Meeres. — *Z. wiss. Zool.*, **61**, 261–317, Taf. 11, Leipzig (W. Engelmann) 1896.
- LUCAS, M.: I pigmenti dei Mollusci. — *Conchiglie*, **6** (6), 5–10, 7 Abb., Milano 1974.
- MOJSISOVICS, E. v.: Ueber einige Trias-Versteinerungen aus den Süd-Alpen. — *Jb. Geol. R.-A.*, **23**, 425–438, Taf. 13, 14, Wien 1873.
- MOORE, H.: Relation of shell growth to environment in *Patella vulgata*. — *Proc. Malacol. Soc. London*, **21**, 217–222, Taf. 23–25, London 1936.
- MORTON, J. E.: *Molluscs*. 244 S., 41 Abb., Hutchinson University Library, London 1968.
- MÜNSTER, G. v. & H. L. WISSMANN: Beiträge zur Geognosie und Petrefactenkunde des südöstlichen Tirols, vorzüglich der Schichten v. St. Cassian: *Gastropoda*: 91–124, Taf. 9–13, Bayreuth 1841.
- NEUFFER, O.: Nachweis von Färbungsmustern an tertiären Bivalven unter UV-Licht. — *Abh. hess. L.-Amt Bodenforsch.*, **60**, 121–130, 3 Taf., Wiesbaden 1971.
- NEUFFER, O.: Im UV-Licht nachweisbare Färbungsmuster bei Pectiniden aus dem Unteren Meeressand des Mainzer Beckens. — *Notizbl. hess. L.-Amt Bodenforsch.*, **100**, 41–45, Taf. 4–6, Wiesbaden 1972.
- NEUMANN, D.: Morphologische und experimentelle Untersuchungen über die Variabilität der Farbmuster auf der Schale von *Theodoxus fluviatilis* L. — *Z. Morph. Ökol. Tiere*, **48**, 349–411, 24 Abb., Berlin (Springer) 1959.
- NEWTON, B. R.: Relicts of Coloration in Fossil Shells. — *Proc. Malacol.-zool. Soc. London*, **7**, 280–292, Taf. 24, London 1907.
- NICOL, D.: Some characteristics of cold-water marine pelecypods. — *J. Paleont.*, **41**, 1330–1340, Tulsa 1967.
- NUTTALL, C.: Coloration. In: MOORE, R. C. (Ed.): *Treatise on Invertebrate Paleontology, Part N, 1, Mollusca 6*, N70–N72, 1 Abb., Kansas 1969.
- OBERLING, J. J.: Remarks on colour patterns and related features of the molluscan shells. — *Mitt. naturforsch. Ges. Bern, N. F.*, **25**, 3–68, 11 Taf., Bern 1968.
- OPPENHEIM, P.: Über die Erhaltung der Färbung bei fossilen Molluskenschalen. — *Cbl. Min. Jg. 1918*, 344–360 u. 368–392, Stuttgart 1918.
- PHILIPPI, E.: Paläontologische-Geologische Untersuchungen aus dem Gebiet von Predazzo. — *Z. dtsh. Geol. Ges.*, **55**, 1–98, 6 Taf., 14 Abb., 1 geol. Karte, Berlin 1904.
- PICARD, E.: Beitrag zur Kenntnis der Glossophoren der mitteldeutschen Trias. — *Jb. Preuß. Geol. L. A.*, **22**, (1901), 445–540, Taf. 9–14, Berlin 1903.
- PINNA, G.: Presenza di tracce di colore sul guscio di alcune ammoniti della famiglia Amaltheidae HYATT, 1867. — *Atti Soc. Ital. Sci. nat.*, **113** (2), 193–200, 6 Abb., Milano 1972.
- PORTMANN, A.: Tarnung im Tierreich. — 112 S., 101 Abb., verständliche Wissenschaft, **61**. Band, Berlin–Göttingen–Heidelberg (Springer) 1956.
- PORTMANN, A.: Die Tiergestalt. — 253 S., 118 Abb., Herder-Bücherei, Band **240**, Freiburg–Basel–Wien (Herder) 1960.
- RAYMOND, P. E.: An Ordovician Gastropod Retaining Color Markings. — *Nautilus*, **19**, 101–102, 1 Abb., Philadelphia 1906.
- RAYMOND, P. E.: A Trilobite retaining Color-Markings. — *Amer. J. Sci.*, **204**, 461–464, 1 Abb., New Haven 1922.
- RICHTER, R.: Zur Färbung fossiler Brachiopoden. — *Senckenbergiana*, **1** (3), 83–96, 172, Frankfurt a. M. 1919.
- RICHTER, R.: Brachiopoden mit konzentrischen Farbbändern. — *Senckenbergiana*, **6**, 168, Frankfurt a. M. 1924.
- ROLFE, I. W. D.: Uses of Ultraviolet Rays. — In: KUMMEL, B. & D. RAUF, *Handbook of Paleontological Techniques*, 350–360, 2 Abb., W. H. Freeman & Co., San Francisco and London 1965.

- ROUNDY, P. V.: Original Color Markings of two species of Carboniferous Gastropods. — Amer. J. Sci., **38**, 446—451, 1 Taf., New Haven 1914.
- ROTARIDES, M.: Über die Variabilität und die Struktur der Schalenzeichnung bei den Neritinen. — Zool. Anzeiger, **100**, 257—265, 8 Abb., Leipzig 1932.
- SACCHI VIALLI, G.: Ricerche nelle fluorescenze di fossili disego cromatico e fluorescenza in *Neritina mutinensis* d'ANC., — Atti Ist. Geol. Univ. Pavia, **13**, Pavia 1962.
- SCHILDER, F. A.: The variability of colour in *Menetaria annulus*. — Proc. Malacolog. Soc. London, **19**, 92—95, London 1934.
- SCHULZ, F. N.: Vorkommen von Gallenfarbstoffen in Gehäusen von Mollusken. — Z. Allgem. Physiol., **3**, 91—130, 1 Abb., Jena 1904.
- SCHMIDT, M.: Die Lebewelt unserer Trias. — 461 S., 1220 Abb., Öhringen (F. Rau) 1928.
- SCHMIDT, M.: Die Lebewelt unserer Trias, Nachtrag. — 143 S., 1227 Abb., Öhringen (F. Rau) 1938.
- SIMROTH, H.: Untersuchungen an marinen Gastropoden (Pigment, Lokomotion, Phylogenetisches). — Archiv für Molluskenskunde, **39**, 457—515, Frankfurt am Main 1914.
- STOPPANI, A.: Les Pétrifications d'Esino ou description des fossiles appartenant au dépôt triasiques supérieur des environs d'Esino en Lombardie. — Paléont. Lomb., ser. I., 151 S., 31 Taf., Milan 1858.
- STRAUCH, F.: Zur Klimabindung mariner Organismen und ihre geologisch-paläontologische Bedeutung. — N. Jb. Geol. Paläont. Abh., **140** (1), 82—127, 7 Abb., 9 Tab., Stuttgart 1972.
- TIXIER, R.: Sur les Pigments biliaires des coquilles de Mollusques du genre *Turbo*. — Comptes Rendues hebdomadaires Sciences Paris, **225**, 508—510, Paris 1947.
- TIXIER, R. & E. LEDERER: Sur l'haliotivoline, pigment principal des coquilles d'*Haliotis cracherodii*. — Comptes Rendues hebdomadaires des Sciences, Paris, **228**, 1669—1671, Paris 1949.
- TOMMASI, A.: I fossili della lumachella triasica di Ghegna in Valsecca presso Roncobello. II: Scaphopoda, Gastropoda, Cephalopoda. — Appendice, Conclusioni. — Palaeont. Ital., **10**, 31—101, 6 Abb., Taf. 3—4, Pisa 1912.
- WADDINGTON, C. H.: Computer simulation of a Molluscan pigmentation pattern. — J. Theoret. Biol., **25**, 219—225, 7 Abb., 5 Taf., London 1969.
- WELLS, J. W.: Supposed Color-markings in Ordovician Trilobites from Ohio. — Amer. J. Sci., **240**, 710—713, 4 Abb., Washington 1942.
- WENZ, E.: Gastropoda I. Teil: Allgemeiner Teil und Prosobranchier. In: SCHINDEWOLF, O. H. (Ed.): Handbuch der Paläozoologie, Band 6, I. 1639 S., 4211 Abb., Berlin—Nikolassee (Gebr. Borntraeger) 1944.
- WIEGER, L.: Chinese Characters. Their origin, etymology, history, classification and signification. A thorough study from Chinese documents. 820 S., Dover Publications Inc. New York 1965.
- WILLIAMS, J. S.: A color pattern on a new Mississippian Trilobite. — Amer. J. Sci., 5. Ser., **20**, 61—64, 1 Abb., New Haven 1930.
- WRIGLEY, A.: The Color Patterns and Structure of Molluscan Shells. — Proc. Malacol. Soc. London, **27**, 206—217, 22 Abb., London 1948.
- YAMAGUCHI, K.: Biliproteins of marine animals. — Bull. Jap. Soc. Scient. Fish., Bulletin **37** (4), 339—354, 3 Tab., Tokyo 1978.
- ZARDINI, R.: Fossili Cassiani (Trias medio-superiore). Atlante dei gasteropodi della formazione di S. Cassiano raccolti nella regione dolomitica attorno a Cortina d'Ampezzo. 58 S., 41 Taf., 1 Karte, Cortina d'Ampezzo (Ghedina) 1978.

Manuskript bei der Schriftleitung eingelangt am 17. Jänner 1980.

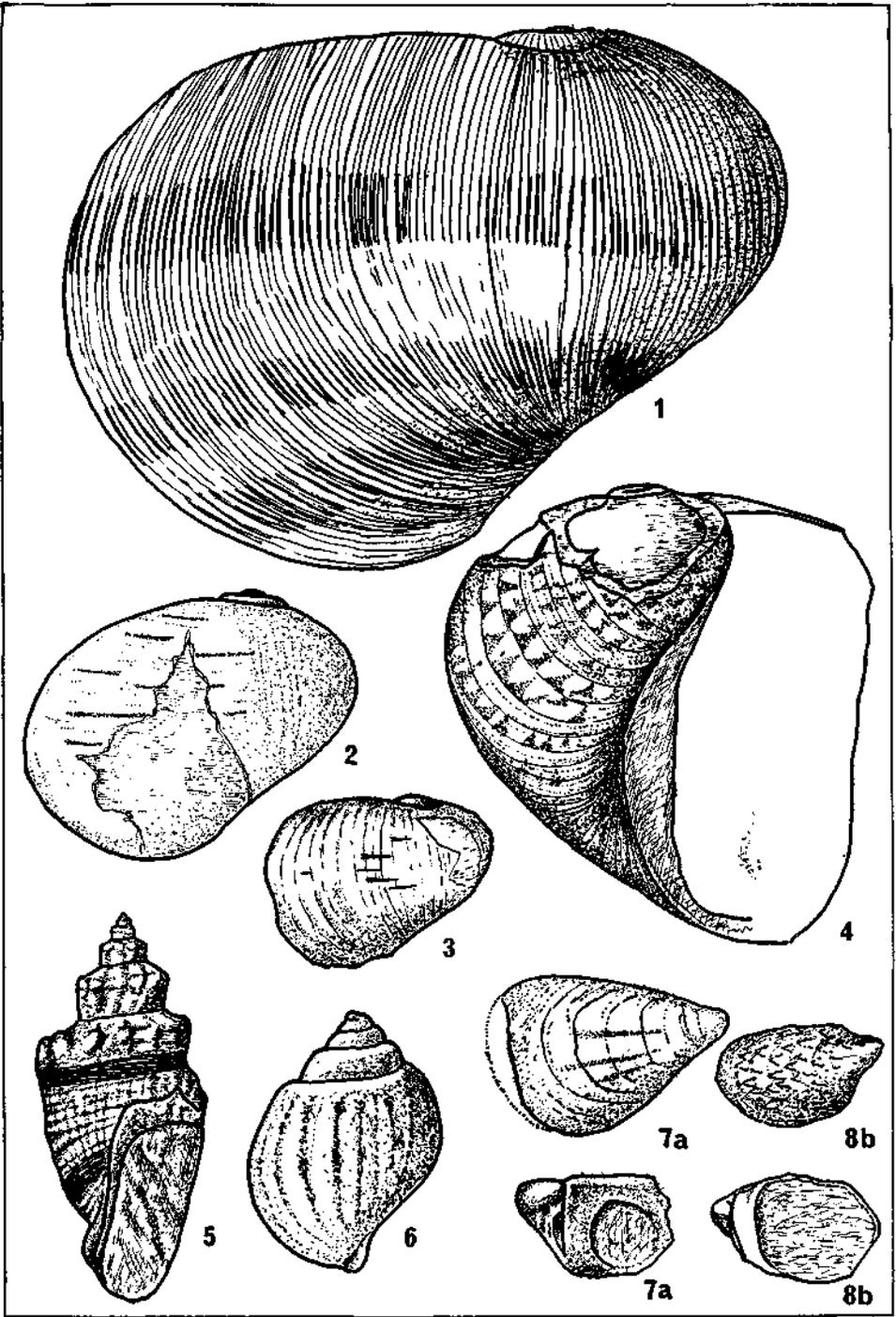
Tafel I

1. *Anomphatus helicoides* (MÜNSTER), St. Cassian-KITTL (1899), Taf. 6, f. 1. a) lateral, b) dorsal;
2. *Solariconulus nudus* (MÜNSTER), St. Cassian-KITTL (1891), T. 7, f. 1 (2×). a) lateral, b) umbilikal
3. *Anticonulus semipunctatus* (BRAUN), St. Cassian-KITTL (1891), T. 7, f. 6;
4. *Anticonulus semipunctatus* (BRAUN), St. Cassian-LAUBE (1869), T. 34, f. 5 (*Trochus Prometheus*) (5×);
5. *Naticopsis (Naticopsis) subelongata chromatica* KITTL — KITTL (1892), T. 7, f. 4. a) lateral, b) dorsal, apikal, c) umbilikal.
6. *Naticopsis (Naticopsis) lemniscata* (HÖRNES), Esino — KITTL (1899), T. 8, f. 2;
7. *Naticopsis (Naticopsis) lemniscata* (HÖRNES), Esino — KITTL (1899), T. 8, f. 6;
8. *Naticopsis (Naticopsis) meriani* (HÖRNES), Esino — STOPPANI (1858), T. 10, f. 1;
9. *Naticopsis (Naticopsis) proluxa* (STOPPANI) — KITTL (1899), T. 5, f. 3;
10. *Capulus apollinis* BÖHM, St. Cassian — BÖHM (1895), p. 261, Abb. 51 (2×);
11. *Naticopsis (Naticopsis) fastosa* (STOPPANI), Esino — STOPPANI (1858), T. 9, f. 10.



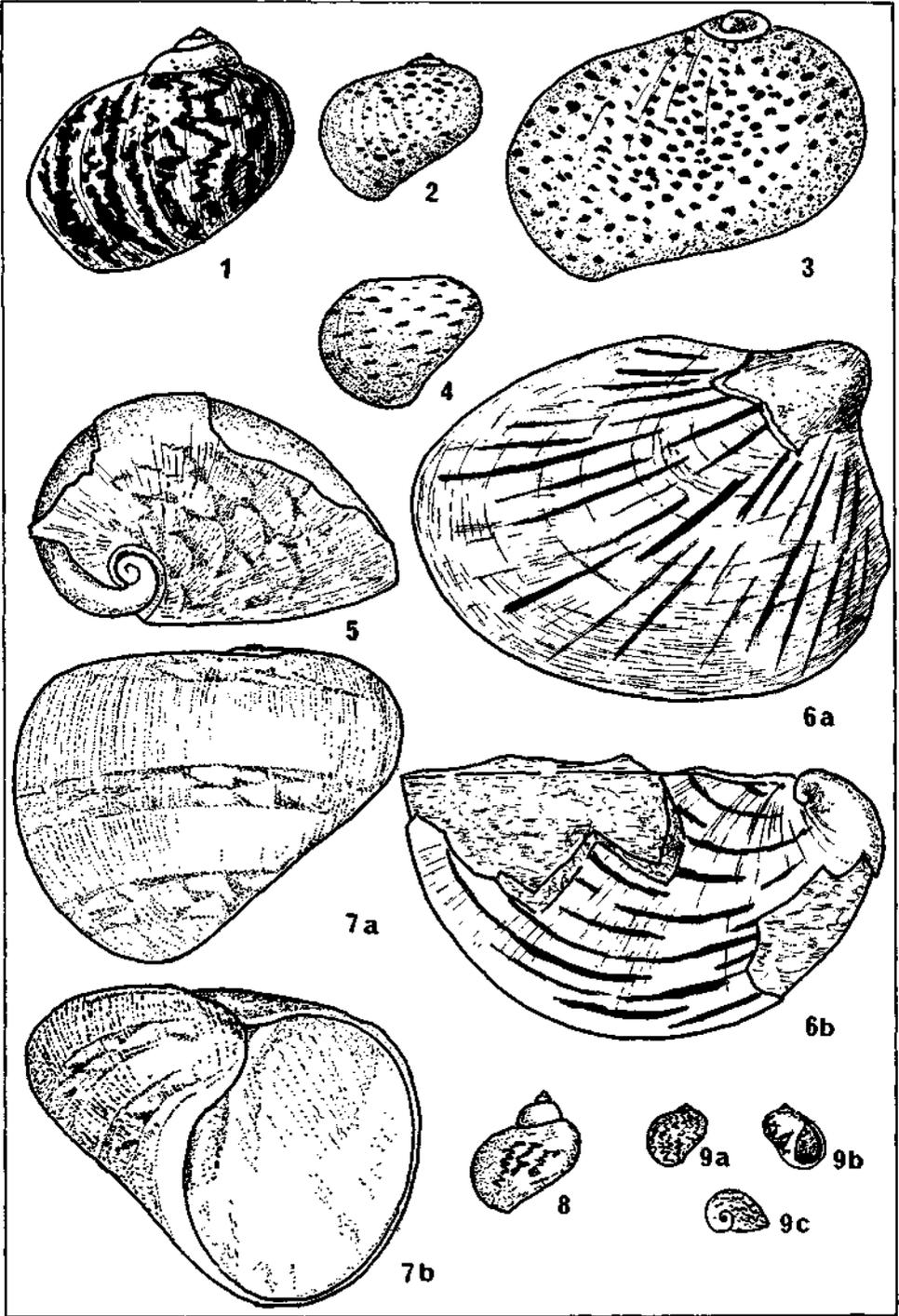
Tafel 2

1. *Naticopsis (Naticopsis) monstrum* STOPPANI, Esino — STOPPANI (1858), T. 9, f. 1;
2. *Naticopsis (Naticopsis) retropunctata* (STOPPANI), Esino — KITTL (1899), T. 9, f. 3;
3. *Naticopsis (Naticopsis) profunda* (KITTL), Esino — KITTL (1899), T. 7, f. 3;
4. *Naticopsis (Naticopsis) fastosa* (STOPPANI), Esino — KITTL (1899), T. 6, f. 3;
5. *Pseudoscalites armatus* (STOPPANI), Esino — KITTL (1899), T. 11, f. 8;
6. *Ampullina (Pseudamaura) paludinaris* (MÜNSTER), St. Cassian — ZARDINI (1978), T. 21, f. 15b (5×);
7. *Naticopsis (Marmolatella) stomatia* (STOPPANI), Esino — KITTL (1899), T. 10, f. 3;
8. *Naticopsis (Marmolatella) telleri* WISSMANN, St. Cassian — KITTL (1892), T. 9, f. 6 (vgl. Taf. 3/6).



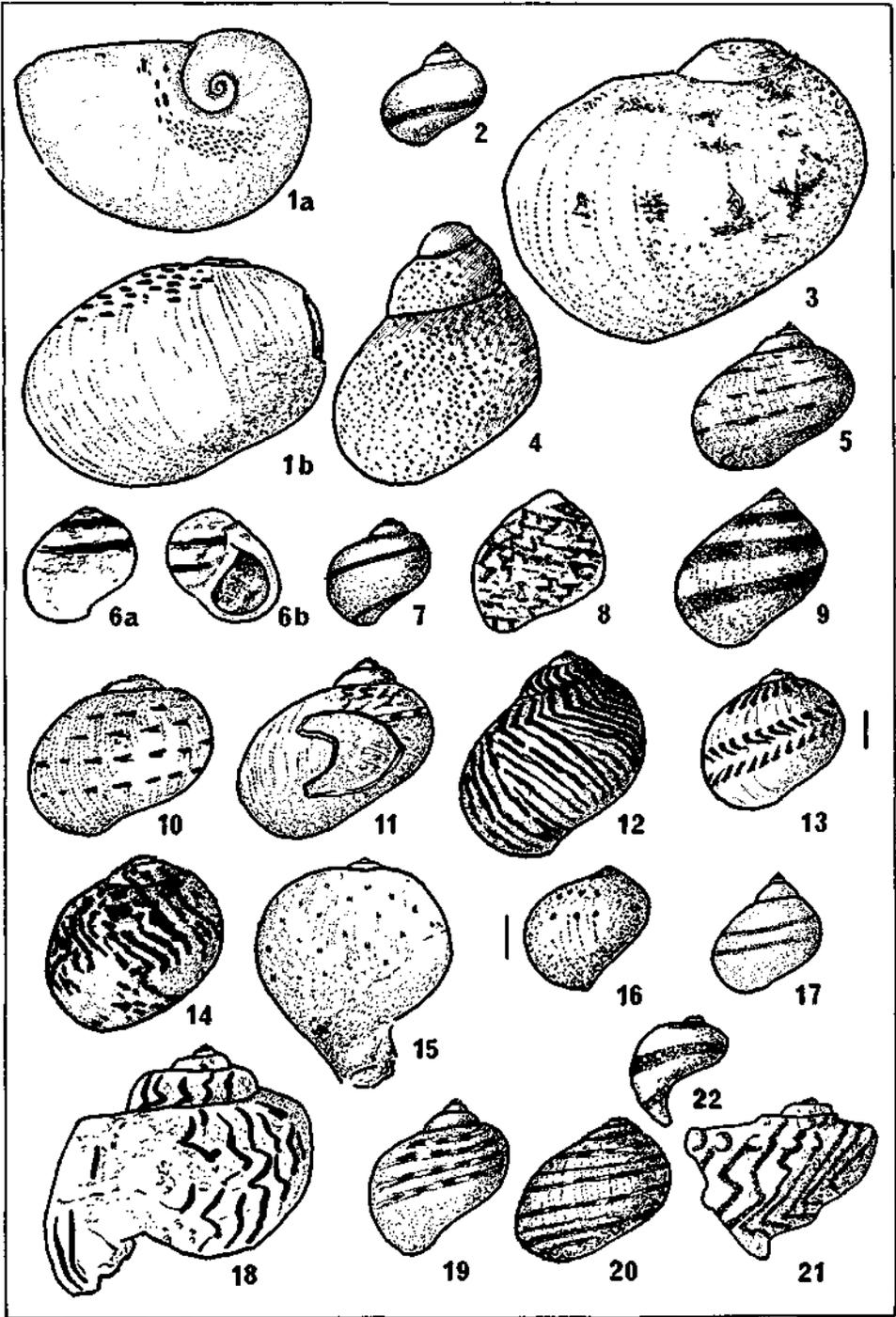
Tafel 3

1. *Naticopsis (Naticopsis) impressa* (MÜNSTER), St. Cassian — ZARDINI (1978), T. 19, f. 21;
2. *Naticopsis (Naticopsis) neritacea* (MÜNSTER), St. Cassian — KITTL (1892), T. 6, f. 29;
3. *Dicosmos maculosus* (KLIPSTEIN), St. Cassian — KLIPSTEIN (1843), T. 13, f. 1b;
4. *Naticopsis (Marmolatella) planconvexa* KITTL, St. Cassian — KITTL (1894), T. 4, f. 2;
5. *Naticopsis (Marmolatella) applanata oculata* KITTL, St. Cassian — KITTL (1894), T. 4, f. 5; apikal;
6. *Naticopsis (Marmolatella) telleri* (KITTL), St. Cassian — KITTL (1892), T. 9, f. 5;
7. *Naticopsis (Marmolatella) complanata* (STOPPANI), Esino — STOPPANI (1858), T. 10, f. 1, 2. a) lateral, b) lateral-Apikalansicht.
8. *Naticopsis (Naticopsis) ladina* (KITTL), St. Cassian — KITTL (1892), T. 7, f. 2;
9. *Naticopsis (Naticopsis) cassiana* (WISSMANN), St. Cassian — KITTL (1892), T. 9, f. 9.



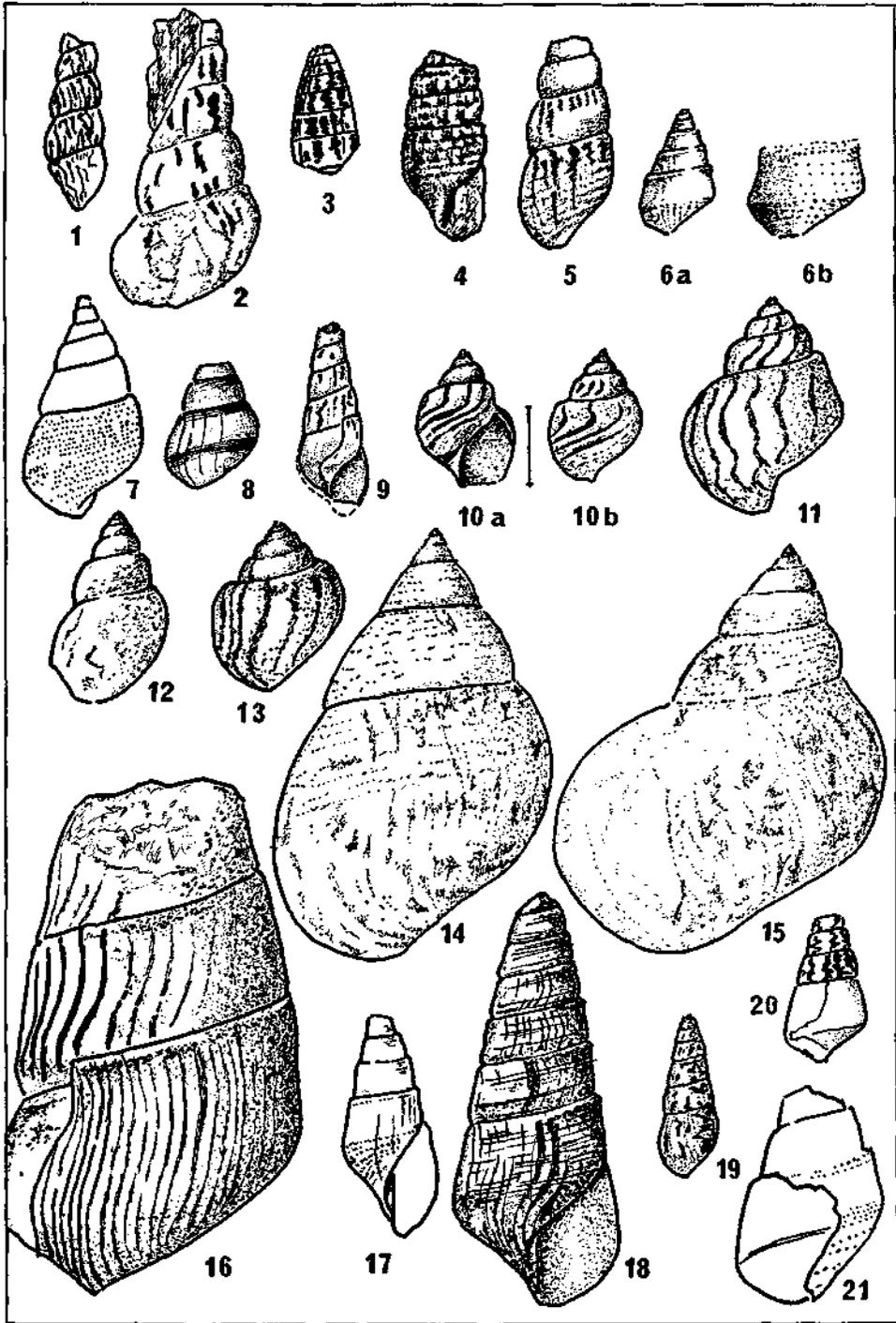
Tafel 4

1. *Planospirina esinensis* (STOPPANI), Esino — KITTL (1899), T. 4, f. 1. a) apikal, b) lateral.;
2. *Vernelia* (?) *fastigata* (STOPPANI), Esino — KITTL (1899), T. 4, f. 7;
3. *Frombachia* (?) *uhligi* (KITTL), St. Cassian — ZARDINI (1978), T. 21, f. 1 (5×);
4. *Pachyomphalus* (?) *argus* KITTL, St. Cassian — ZARDINI (1978), T. 21, f. 2b (5×);
5. *Neritaria orbiculata* (STOPPANI), Esino — KITTL (1899), T. 31, f. 20;
6. *Neritatia dicosmoides* HAAS, Peru — HAAS (1953), T. 9, f. 47;
7. *Neritaria bifasciata* (STOPPANI), Esino — KITTL (1899), T. 2, f. 9;
8. *Neritaria obliqua* HAAS, Peru — HAAS (1953), T. 9, f. 52;
9. *Neritaria conomorpha* (KITTL), Esino — KITTL (1899), T. 4, f. 13;
10. *Neritaria papilio* (STOPPANI), Esino — STOPPANI (1858), T. 9, f. 6;
11. *Neritaria otomorpha* (KITTL), Esino — KITTL (1899), T. 3, f. 26;
12. *Neritaria mandelstohi elongata* ZARDINI, St. Cassian — ZARDINI (1978), T. 19, f. 4b;
13. *Oncochilus neritinus* (LAUBE), St. Cassian — LAUBE (1868), T. 22, f. 7;
14. *Oncochilus globulosus* (KLIPSTEIN), St. Cassian — ZARDINI (1978), T. 18, f. 12;
15. *Oncochilus bullatus* KOKEN, Sommerauer Kogel — KOKEN (1897), T. 12, f. 1d;
16. *Oncochilus* cf. *globulosus* (KLIPSTEIN), St. Cassian — KLIPSTEIN (1843), T. 13, f. 12;
17. *Neritaria candida* KITTL, Esino — KITTL (1899), T. 3, f. 18;
18. *Trachynerita tambosolensis* HAAS, Peru — HAAS (1953), T. 11, f. 18;
19. *Neritaria comensis* (HOERNES), Esino — KITTL (1899), T. 3, f. 1;
20. *Neritaria papilio* (STOPPANI), Esino — KITTL (1899), T. 3, f. 12 (eher *Neritaria comensis* (HÖRNES): vergl. T. 4/10);
21. *Seisia blaschkei* KUTASSY, St. Anna bei Neumarkt — KUTASSY (1934), T. 3, f. 3;
22. *Neritaria coarcta* QUENSTEDT, Wiesloch — GRUBER (1932), T. 4, f. 10.



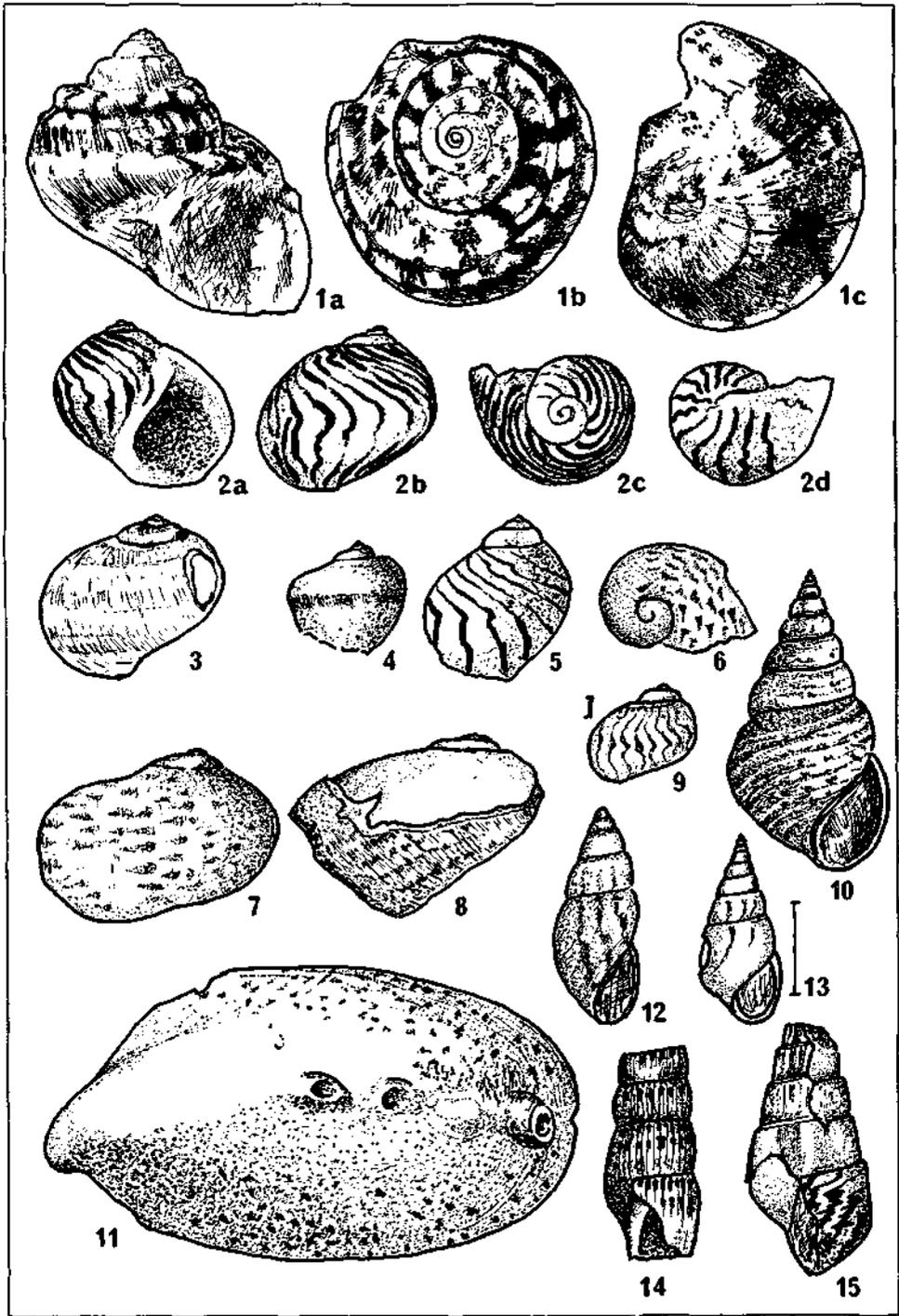
Tafel 5

1. „*Loxonema*“ cf. *annae* KUTASSY, Wiesloch bei Heidelberg (Trochitenkalk) — GRUBER (1932), T. 14, f. 7;
2. „*Loxonema*“ *obsoletum* v. ZIETEN, Wiesloch (Muschelkalk) — GRUBER (1932), T. 15, f. 6;
3. *Coelochrysalis megaspira* (STOPPANI), Esino (Piz di Cainallo) — KITTL (1899), p. 176, Abb. 103;
4. *Coelochrysalis megaspira* (STOPPANI) — Esino — KITTL (1899), T. 18, f. 23;
5. *Euchrysalis fimbriata* (STOPPANI) — Esino — KITTL (1899), T. 18, f. 14;
6. *Celostylina brevissima* KITTL, Esino — BÖHM (1895), T. 13, f. 11 a, b. a) lateral, b) letzter Umgang vergrößert.
7. *Celostylina conica* (MÜNSTER), Esino — KITTL (1899), p. 143, Abb. 70;
8. *Celostylina conica* (MÜNSTER), Esino — KITTL (1899), p. 143, Abb. 71;
9. *Trypanostylus geographicus* (STOPPANI), Esino — KITTL (1899), T. 11, f. 23;
10. *Omphaloptycha lissoni* COX, Peru — COX (1949), T. 2, f. 11 a, b;
11. *Omphaloptycha jaworski* HAAS, Cerro de Pasco (Peru) — HAAS (1953), T. 8, f. 26;
12. *Omphaloptycha jenski* HAAS, Cerro de Pasco (Peru) — HAAS (1953), T. 8, f. 34;
13. *Omphaloptycha speciosa* HAAS, Cerro de Pasco (Peru) — HAAS (1953), T. 8, f. 53;
14. *Omphaloptycha semicostata* G. GEMMELLARO, BelloIampo (Sizilien) — GEMMELLARO, M. (1921), T. 3, f. 8;
15. *Omphaloptycha* (?) *mercati elongata* M. GEMMELLARO, Bellolampo (Sizilien) — GEMMELLARO, M. (1921), T. 4, f. 17;
16. *Gigantogonia princeps* (STOPPANI), Ghegna bei Roncobello — TOMMASI (1913), T. 3 (4), f. 48;
17. *Orthostomia fusoides* (STOPPANI), Piz di Cainallo (Esino) — KITTL (1899), p. 158, Abb. 83;
18. *Toxoconcha ontragnana* KITTL, Esino — KITTL (1899), T. 12, f. 30;
19. *Trypanostylus pradeanus* KITTL, Esino — KITTL (1899), T. 11, f. 26;
20. *Toxoconcha brocchi* (STOPPANI), Val del Monte (Esino) — KITTL (1899), p. 176, Abb. 95;
21. *Undularia ambrosinii* (STOPPANI), Piz di Cainallo (Esino) — KITTL (1899), p. 160, Abb. 89.



Tafel 6

1. *Chartronella subcarinatus* (MÜNSTER), St. Cassian — ZARDINI (1978), T. 10, f. 9 a, b, d. (5×), a) lateral, b) apikal, c) umbilikal;
2. *Neritaria hologyroides* HAAS, Cerro de Pasco (Peru) — (Holotypus), HAAS (1953), T. 10, f. 17, 18, 21, 22, a) lateral (Apertur), b) lateral, c) apikal, d) umbilikal;
3. *Neritaria ninacacana* HAAS, Cerro de Pasco (Peru) — HAAS (1953), T. 10, f. 38;
4. *Neritaria distincta* HAAS, Cerro de Pasco (Peru) — HAAS (1953), T. 11, f. 1;
5. *Neritaria distincta* HAAS, Cerro de Pasco (Peru) — HAAS (1953), T. 10, f. 59;
6. *Naticopsis (Marmolatella) picta* (BÖHM), Marmolata — BÖHM (1895), T. 11, f. 2;
7. *Dicosmos mammisspira* KITTL, Bellolampo (Sizilien) — GEMMELLARO, M. (1921), T. 1, f. 20;
8. *Naticopsis (Marmolatella) semisulcata* G. GEMMELLARO, Bellolampo (Sizilien) — GEMMELLARO, M. (1921), T. 2, f. 13;
9. *Cryptonerita elliptica* KITTL, Schwarzwald (mittlerer Muschelkalk) — HOHENSTEIN (1913), T. 3, f. 28;
10. *Omphaloptycha inflata* (STOPPANI), Esino — STOPPANI (1858), T. 13, f. 7;
11. *Haliotimorpha dieneri* (BLASCHKE), Pachycardientuff, — BROILI (1907), T. 9, f. 18;
12. *Euchrysalis fimbriata* (STOPPANI), Esino — STOPPANI (1858), T. 6, f. 15;
13. *Toxoconcha mediocalcis* HOHENSTEIN, Schwarzwald (mittlerer Muschelkalk) — HOHENSTEIN (1913, T. 3, f. 31) (vergr.);
14. *Pseudomelania subsimilis picta* KITTL, St. Cassian — KITTL (1894), T. 6, f. 58 (2×);
15. *Toxoconcha brocchi lunulata* KITTL, Esino — KITTL (1899), T. 12, f. 20.



Tafel 7

1. „*Polytropina*“ *helicina* (LINDSTRÖM), Silur (Schweden), (2×), a) Umbilikalansicht, b) Apikalansicht;
2. *Naticopsis harpula* (SOWERBY), Devon (Deutschland);
3. *Mourlonia carinata* (J. SOWERBY), Karbon (Yorkshire);
4. *Platystomella scotoburdigalensis* ETHERIDGE, Karbon (Fifeshire), (10×);
5. *Holopea proutana* HALL, Karbon (Indiana), (4×);
6. „*Glyptobasis*“ *marshalli* ROUNDY, Karbon (Indiana), (4×);
7. *Pseudomelania heddingtonensis* (J. SOWERBY), Oxford (Frankreich);
8. *Neritina concava* J. DE C. SOWERBY, Oligozän (Isle of Wight), (2×);
9. *Natica undulata* (RÖDING), rezent (Westpazifik);
10. *Natica lineata* (RÖDING), rezent (Taiwan);
11. *Natica (Naticarius) stercusmuscarum* (GMELIN) = „*Natica millepunctata* LAM.“ rezent (Mittelmeer);
12. *Calliostoma (Maurea) tigris* (GMELIN), rezent (Neuseeland);
13. *Natica (Naticarius) alapapilioms* (RÖDING), rezent (Golf von Oman);
14. *Terebra (Subula) strigata* SOWERBY, rezent (W-Panama);
15. *Theodoxus (Pictoneritina) communis* (QUOY & GAIMARD) = „*Neritina communis*“, W-Pazifik;
16. *Conus contrastriata argus argus*, rezent (Zanzibar);
17. *Oliva porphyria* (LINNE), rezent (Golf von Panama);
18. *Harpa major* (RÖDING), rezent (Ostafrika).

Fig. 1—4, 7, 8: Kopien aus NEWTON (1907); Fig. 5, 6: Kopien aus ROUNDY (1914).

