

40
—
07

> Methoden zur Untersuchung und Beurteilung der Fließgewässer

Kieselalgen Stufe F (flächendeckend)

Anhänge 1–6

Download vollständiger Bericht: www.bafu.admin.ch/uv-0740-d

Stand: Juli 2015

> Anhang

A1 Taxaliste mit autökologischen Präferenzen

Download der Excel-Liste: www.bafu.admin.ch/uv-0740-d

A2 Dokumentation der wichtigsten Kieselalgentaxa

Die Kieselalgenbilder der folgenden 23 Tafeln stammen mit ganz wenigen Ausnahmen aus Schweizer Fliessgewässern, wobei viele Taxa, die in Seeausflüssen und Riedgräben vorkommen können, auch berücksichtigt wurden. Die Kieselalgenbilder sollen viele der in der Taxaliste (Anhang A1) aufgeführten Taxa illustrieren und zeigen Taxa und ihre Formen wie sie im Eichdatensatz verwendet wurden. Die Tafeln sind aber nicht als Bestimmungswerk gedacht. Dazu verweisen wir auf die in Kapitel 3.3 aufgeführte Bestimmungsliteratur.

Die Kieselalgentafeln der zweiten Version vom Juni 2014 basieren auf den Tafeln der ersten Version. Die Überarbeitung umfasste diverse Korrekturen und zahlreiche neue taxonomische Bezeichnungen und Synonyme wurden aufgeführt. Die Arten mit D- und G-Werten sowie die Tafeln wurden zudem am jährlich stattfindenden Workshop *Kieselalgen* (durchgeführt vom Verein Schweizerische Arbeitsgemeinschaft Mikroflo-
ra S.A.M. / A.S.E.M.) besprochen. An der ersten Version und neu auch an der zweiten Version waren insbesondere beteiligt:

Erste Version:

- > Prof. Dr. Dr. h.c. Horst Lange-Bertalot, Johann W. Goethe Universität,
D-60054 Frankfurt
- > Dr. Gabi Hofmann, Hirtenstr. 19, D-61479 Schlossborn
- > Dr. Kurt Krammer, Hindenburgstr. 26A, D-40667 Meerbusch
- > Erwin Reichardt, Bubenheim 136, D-91757 Treuchtlingen
- > Dr. François Straub, PhycoEco, Laboratoire d'algologie, Rue des XXII-Cantons 39,
CH-2300 La Chaux-de-Fonds

Zweite Version:

- > Dr. François Straub, PhycoEco, Laboratoire d'algologie, Rue des XXII-Cantons 39,
CH-2300 La Chaux-de-Fonds
- > Lukas Taxböck, Aachwiesen 8, CH-8599 Salmsach
- > Guido Erni, Lierenstrasse 74, CH-5417 Untersiggenthal

Wir danken diesen Personen ganz herzlich für ihre Bemühungen. Ein ganz grosses Dankeschön geht speziell an:

Herrn Erwin Reichardt, welcher uns Fotos der Taxa *Amphora inariensis*, *Navicula menisculus*, *Pinnularia microstauron* und viele Fotos der Gattung *Gomphonema* zur Verfügung stellte. Herr Reichardt erklärte sich auch bereit, anlässlich eines zweitägigen Treffens im November 2002 nicht einfache zu bestimmende *Gomphonema*-Arten um *G. pumilum*, *G. angustum*, *G. micropus* und anderen Formen zu besprechen. Das Resultat dieses Workshops wurde in den Tafeln Nr. 18–21 dargestellt.

Herrn Dr. François Straub, welcher beide Versionen sehr genau durchgesehen und auf korrekte Namensgebung geprüft hat. Seine vielen Anregungen und Hinweise waren uns sehr hilfreich. Herr Straub übersetzte zudem die Tafeln ins Französische.

Herrn Lukas Taxböck, welcher mit grossem Engagement und Ausdauer die zweite Version erstellte und etliche neue Bilder anfertigte oder uns aus seinem Fotopool zur Verfügung stellte.

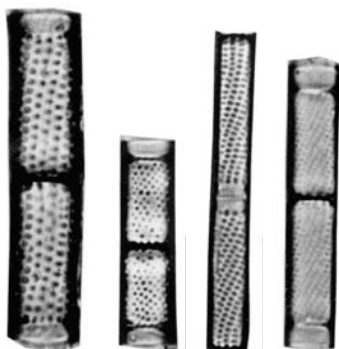
Herrn Guido Erni für die zahlreichen Inputs während der Workshops und das uns zur Verfügung gestellte Bildmaterial.

Tafel 1: Fig. 1-25

Tafel 1	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-4	<i>Aulacoseira granulata</i> (EHRENBERG) SIMONSEN	6785	4.5	1
Fig. 5	<i>Aulacoseira ambigua</i> (GRUNOW) SIMONSEN	6798	4	1
Fig. 6-8	<i>Melosira varians</i> J.G.AGARDH	6005	4.5	2
Fig. 9-10	<i>Cyclostephanos dubius</i> (FRICKE) ROUND	6943		
Fig. 11	<i>Thalassiosira pseudonana</i> HASLE et HEIMDAL	16098	4.5	1
Fig. 12	<i>Stephanodiscus neoastraea</i> HAKANSSON et HICKEL	6796		
Fig. 13-16	<i>Stephanodiscus alpinus</i> HUSTEDT 1)	6795		
Fig. 17-18	<i>Stephanodiscus hantzschii</i> GRUNOW	6009	3.5	1
Fig. 19-21	<i>Stephanodiscus minutulus</i> (KUETZING) CLEVE et MOELLER 2)	6226	4.5	1
Fig. 22-25	<i>Stephanodiscus parvus</i> STOERMER et HAKANSSON 2)	6940	4	1

Bemerkungen

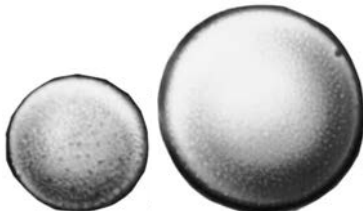
- 1) Bei Figur 13 könnte es sich auch um *Stephanodiscus medius* HAKANSSON handeln. Zudem stellen die Schalen der Figuren 14-16 für *Stephanodiscus alpinus* eher kleine Exemplare dar.
- 2) Die beiden Taxa sind im Lichtmikroskop nicht einfach zu unterscheiden. *S. minutulus* lässt sich von *S. parvus* durch den beim fokussieren sichtbare Erhebung im Zentrum unterscheiden. *S. parvus* erscheint auch beim fokussieren flach.



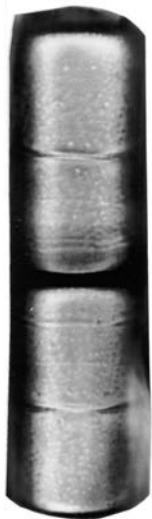
1 2 3 4



5



6 7



8



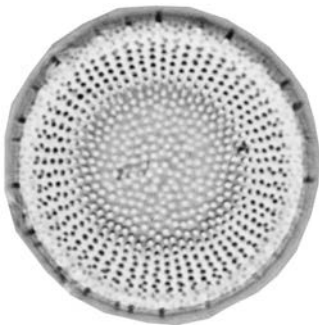
9



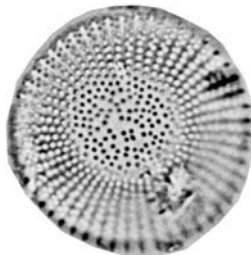
10



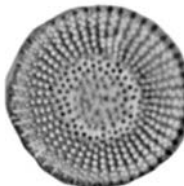
11



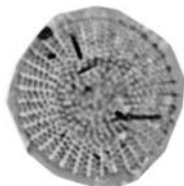
12



13



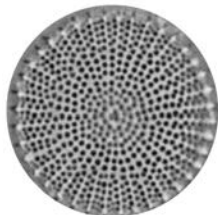
14



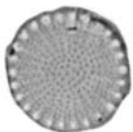
15



16



17



18



19



20



21



22



23



24



25

Tafel 2: Fig. 1-30

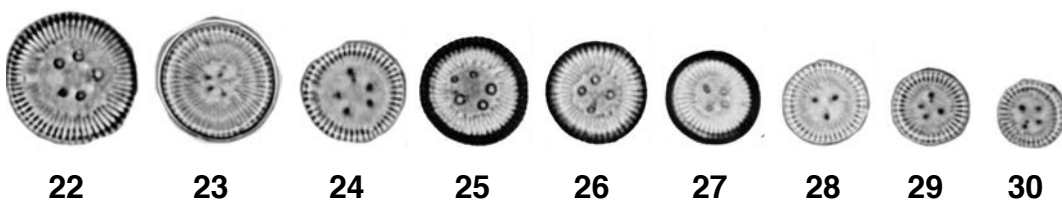
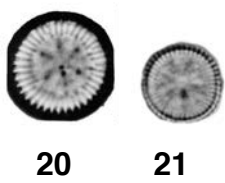
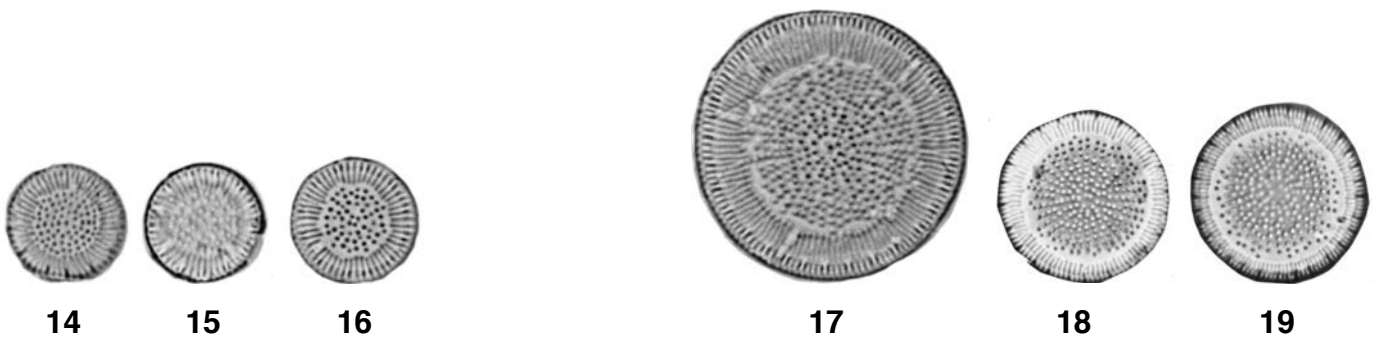
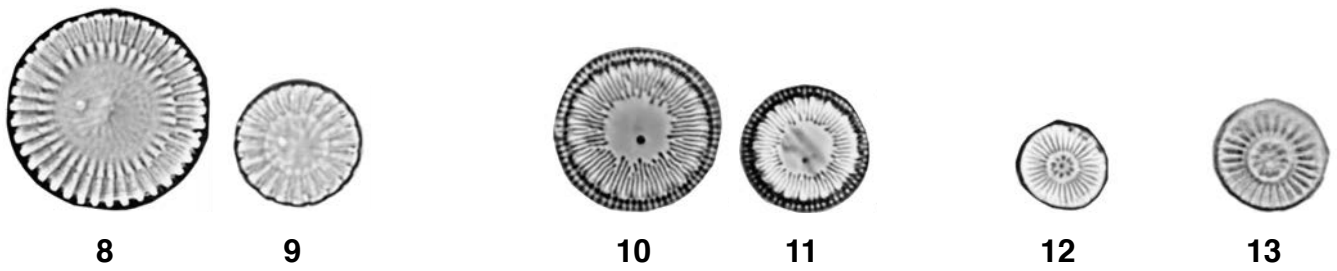
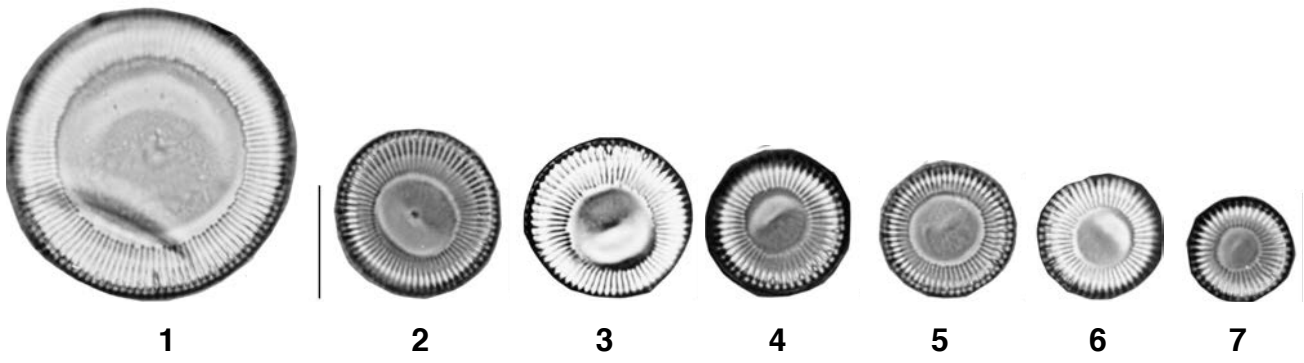
Tafel 2	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-7	<i>Cyclotella distinguenda</i> HUSTEDT	6179	2	1
Fig. 8-9	<i>Cyclotella meneghiniana</i> KUETZING	6002	6	1
Fig. 10-11	<i>Cyclotella costei</i> DRUART et STRAUB	26891	2	1
Fig. 12	<i>Discostella pseudostelligera</i> (HUSTEDT) HOUK et KLEE 1)	26895		
Fig. 13	<i>Discostella stelligera</i> (CLEVE et GRUNOW) HOUK et KLEE 1)	26897		
Fig. 14-16	<i>Cyclotella radiosa</i> (GRUNOW) LEMMERMAN 2)	6204		
Fig. 17-19	<i>Cyclotella praetermissa</i> LUND 2), 3)	6735		
Fig. 20-21	<i>Cyclotella comensis sensu lato</i> (Artengruppe) 4)	100083	2	1
Fig. 22-30	<i>Cyclotella ocellata</i> PANTOCSEK	6936	2	1

Bemerkungen

- 1) Die neue Gattung *Discostella* HOUK et KLEE wurde 2004 errichtet. Sie wird durch morphologische Merkmale und neuere genetische Untersuchungen gut gestützt.
- 2) HAKANSSON hat 2002 vorgeschlagen, einzelne Arten der Gattung *Cyclotella* in eine neu errichtete Gattung *Puncticulata* zu verschieben. Diese neue Gattung *Puncticulata* hat sich unter Fachleuten nicht durchgesetzt. Für den DI-CH werden daher die alten Artnamen beibehalten.
- 3) Bei Figur 17 könnte es sich auch um *Cyclotella bodanica* GRUNOW handeln. 6144
- 4) Die Artengruppe um *Cyclotella comensis* beinhaltet viele Morphotypen mit unsicherer taxonomischer Stellung.

Alte Bezeichnungen

Fig. 10-11	<i>Cyclotella cyclopuncta</i> HAKANSSON et CARTER	16185	2	1
Fig. 12	<i>Cyclotella pseudostelligera</i> HUSTEDT	6945		
Fig. 13	<i>Cyclotella stelligera</i> CLEVE et GRUNOW	6944		
Fig. 14-16	<i>Cyclotella comta</i> (EHRENBERG) KUETZING	6054		



Tafel 3: Fig. 1-78

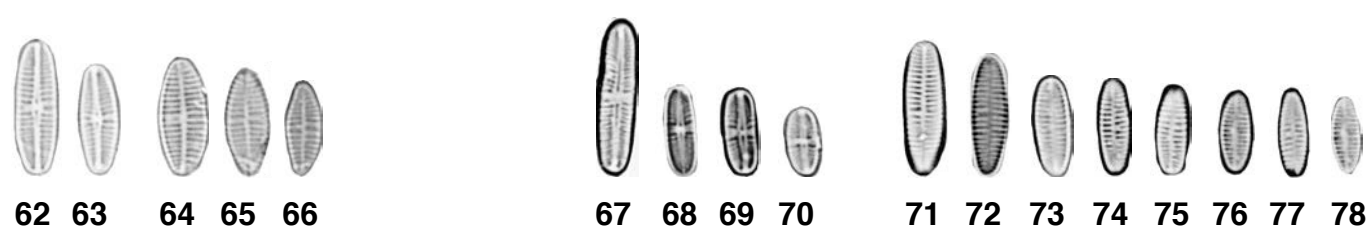
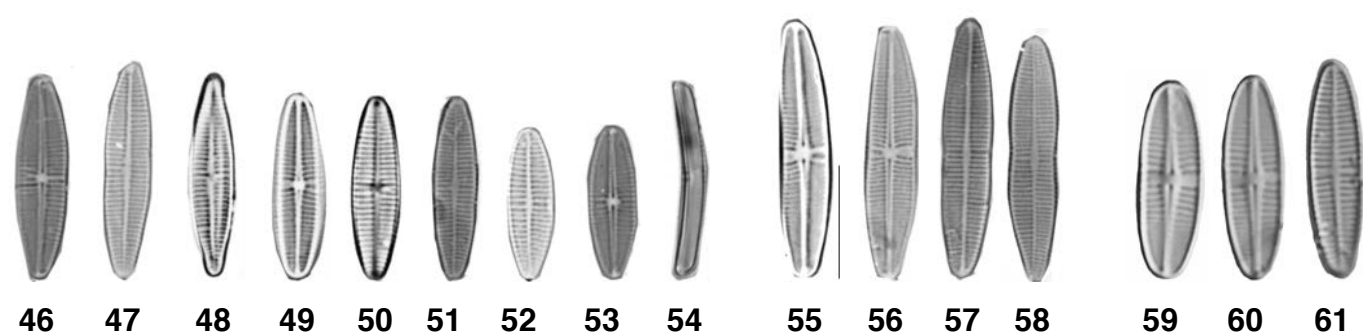
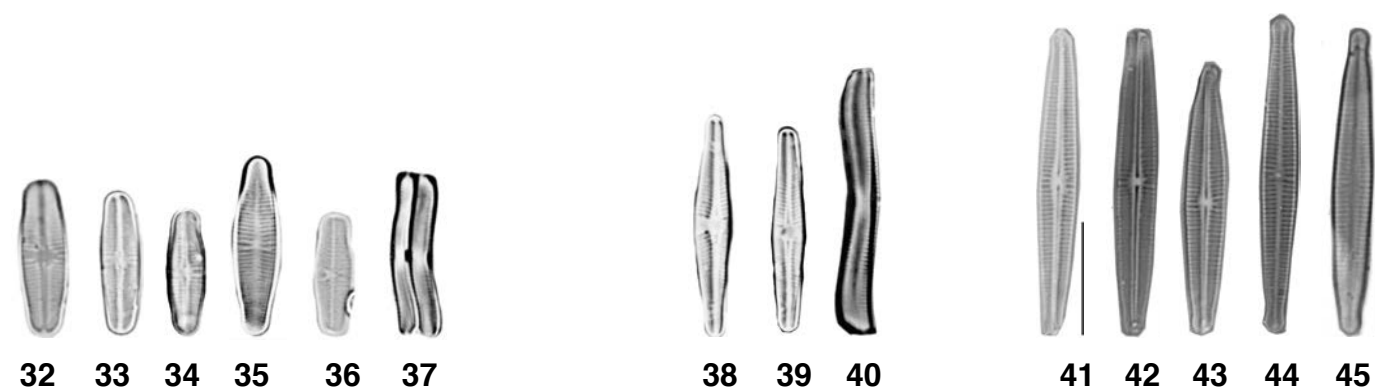
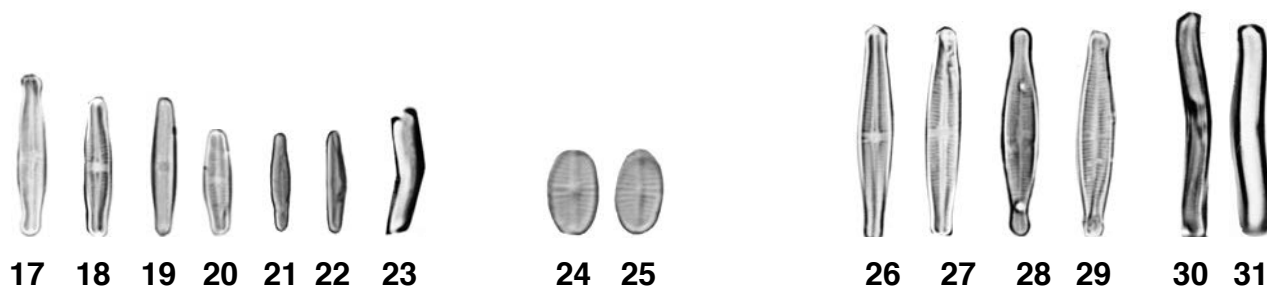
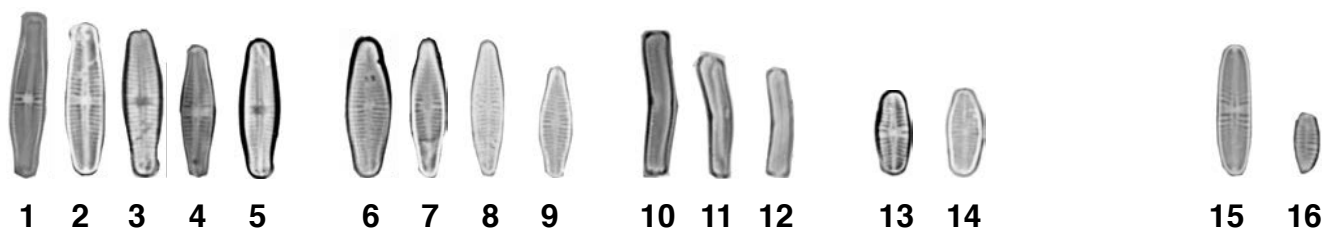
Tafel 3	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-12	<i>Achnanthidium minutissimum</i> var. <i>minutissimum</i> (KUETZING) CZARNECKY	26060	3	0.5
Fig. 13-14	<i>Achnanthidium inconspicuum</i> (OESTRUP) LANGE-BERTALOT	26062	1	4
Fig. 15-16	<i>Achnanthidium lineare</i> sensu lato 1)	100225	1	8
Fig. 17-23	<i>Achnanthidium minutissimum</i> var. <i>jackii</i> (RABENHORST) LANGE-BERT. 2)	26063	1	8
Fig. 24-25	<i>Achnanthidium straubianum</i> (LANGE-BERTALOT) LANGE-BERTALOT	26088	2.5	1
Fig. 26-31	<i>Achnanthidium caledonicum</i> (LANGE-BERTALOT) LANGE-BERTALOT	26010	1	8
Fig. 32-37	<i>Achnanthidium saprophilum</i> (KOBAYASI et MAYAMA) ROUND & BUKHT. 3)	26065	7.5	4
Fig. 38-40	<i>Achnanthidium affine</i> (GRUNOW) CZARNECKI	26000	2	4
Fig. 41-45	<i>Achnanthidium gracillimum</i> (LANGE-BERTALOT) LANGE-BERTALOT	26061	1	1
Fig. 46-58	<i>Achnanthidium pyrenaicum</i> (HUSTEDT) KOBAYASI 4)	26005	1.5	1
Fig. 59-61	<i>Achnanthidium delmontii</i> PERES, LE COHU et BARTHES 5)	100244	1.5	1
Fig. 62-66	<i>Achnanthidium eutrophilum</i> (LANGE-BERTALOT) LANGE-BERTALOT 6)	26024	3.5	2
Fig. 67-78	<i>Achnanthidium atomoides</i> MONNIER, LANGE-BERTALOT et ECTOR 7)	26003	3	2

Bemerkung

- 1) *A. lineare* wurde bis anhin nicht von *A. minutissimum* var. *jackii* unterschieden. 2011 wurde das Typenmaterial von *A. lineare* neu untersucht und verschiedene Morphotypen um *A. lineare* wurden als neue Taxa beschrieben. Diese Taxa lassen sich jedoch nur mit rasterelektronenmikroskopischen Merkmalen unterscheiden, daher wird das Taxon im DI-CH als *A. lineare sensu lato* geführt.
- 2) *Achnanthidium minutissimum* var. *jackii* im Sinne des DI-CH sind kleiner und schmaler als *Achnanthidium minutissimum* var. *minutissimum*.
- 3) Die Schalen der Figuren 35 und 36 sind eher atypisch, da die Pseudoraphe nicht lanzettlich erweitert ist. Die abgebildeten Schalen stammen aber aus Kläranlagen mit Populationen von *Achnanthes minutissima* var. *saprophila*.
- 4) Bei den Figuren 55-58 könnte es sich auch um *Achnanthidium thienemannii* HUSTEDT handeln. 16526
- 5) Die Bilder stammen aus dem Typenmaterial von *A. delmontii*
- 6) Die "echte" *A. eutrophilum* hat radiale Striae, es bleibt abzuklären, um welches Taxon es sich bei *A. eutrophilum* im Sinne des DI-CH handelt.
- 7) *A. atomus* HUSTEDT ist eine aus Indonesien beschriebene Form, die fälschlicherweise auch in Europa bestimmt wurde. *A. atomus* im Sinne des DI-CH entspricht der 2004 beschriebenen *Achnanthidium atomoides*.

Alte Bezeichnungen

Fig. 1-12	<i>Achnanthes minutissima</i> KUETZING	6014	3	0.5
Fig. 13-14	<i>Achnanthes minutissima</i> var. <i>inconspicua</i> OESTRUP	16136	1	4
Fig. 17-23	<i>Achnanthes minutissima</i> var. <i>jackii</i> (RABENHORST) LANGE-BERTALOT	6707	1	8
Fig. 24-25	<i>Achnanthes straubiana</i> LANGE-BERTALOT	100003	2.5	1
Fig. 26-31	<i>Achnanthes minutissima</i> var. <i>scotica</i> (CARTER) LANGE-BERTALOT	6267	1	8
Fig. 32-37	<i>Achnanthes minutissima</i> var. <i>saprophila</i> KOBAYASI et MAYAMA	16135	7.5	4
Fig. 38-40	<i>Achnanthes minutissima</i> var. <i>affinis</i> (GRUNOW) LANGE-BERTALOT	6173	2	4
Fig. 41-45	<i>Achnanthes minutissima</i> var. <i>gracillima</i> (MEISTER) LANGE-BERTALOT	6240	1	1
Fig. 46-58	<i>Achnanthes biasoletiana</i> GRUNOW	6139	1.5	1
Fig. 62-66	<i>Achnanthes eutrophila</i> LANGE-BERTALOT	100103	3.5	2
Fig. 67-78	<i>Achnanthes atomus</i> HUSTEDT	100084	3	2



Tafel 4: Fig. 1-44

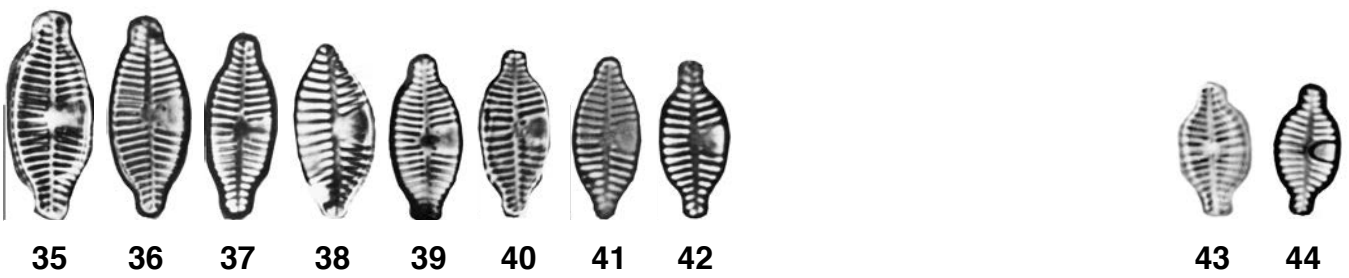
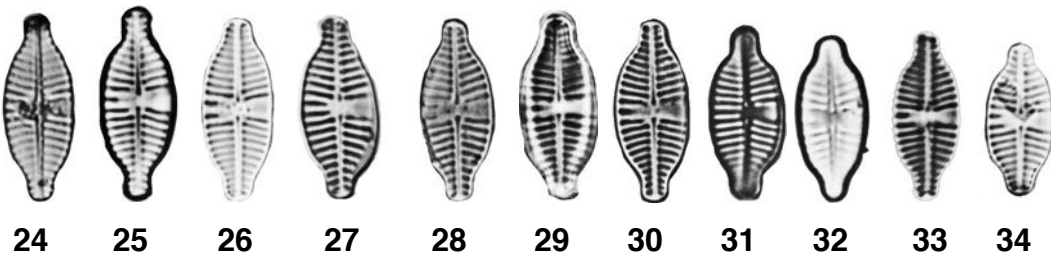
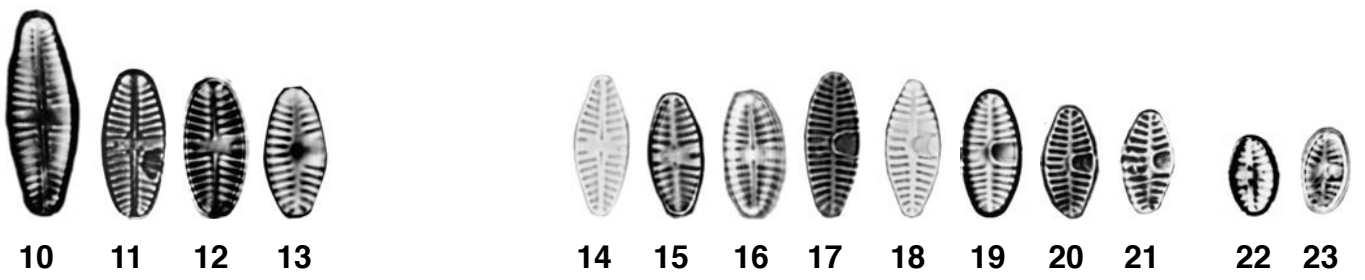
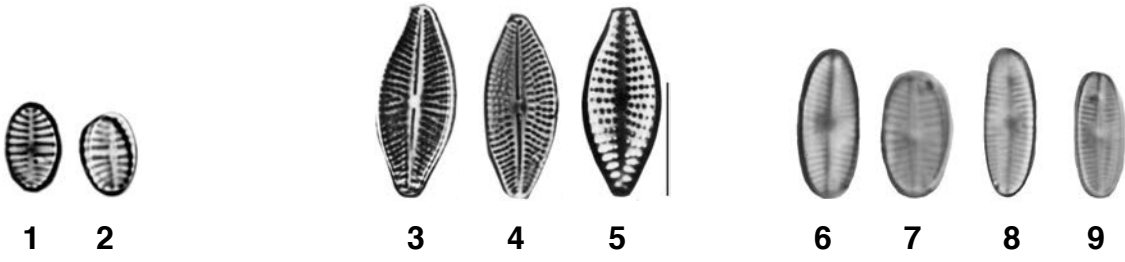
Tafel 4	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-2	<i>Platessa conspicua</i> (A.MAYER) LANGE-BERTALOT	26015	4	1
Fig. 3-5	<i>Karayeva clevei</i> (GRUNOW) BUKTHIYAROVA	36098	3.5	2
Fig. 6-9	<i>Psammothidium grischunum</i> (WUTHRICH) BUKTHIYAROVA et ROUND	26030		
Fig. 10-13	<i>Planothidium lanceolatum</i> (BREBISSON) LANGE-BERTALOT	26048	4	1
Fig. 14-23	<i>Planothidium frequentissimum</i> (LANGE-BERTALOT) LANGE-BERTALOT 1)	36209	6	1
Fig. 24-42	<i>Planothidium dubium</i> (GRUNOW) ROUND et BUKTHIRAYOVA	26045	3	2
Fig. 43-44	<i>Planothidium rostratum</i> (OESTRUP) LANGE-BERTALOT 2)	26051	4.5	1

Bemerkung

- 1) Um das Taxon *Planothidium frequentissimum* existieren in der Literatur eine Reihe von Sippen oder Varietäten. Diese haben sich wegen taxonomischer Probleme in der angewandten Gewässerökologie nicht durchgesetzt. So gehören Fig. 22 und 23 vermutlich zum Taxon *Planothidium frequentissimum* var. *minor* (STRAUB) LANGE-BERTALOT.
- 2) *P. rostratum* unterscheidet sich von *P. dubium* durch die bogenförmige Doppelinie, die den hufeisenförmigen Fleck auf den raphenlosen Schalen abgrenzt.

Alte Bezeichnungen

Fig. 1-2	<i>Achnanthes conspicua</i> A.MAYER	6855	4	1
Fig. 3-5	<i>Achnanthes clevei</i> GRUNOW	6180	3.5	2
Fig. 6-9	<i>Achnanthes grischuna</i> WUTHRICH	6252		
Fig. 10-13	<i>Achnanthes lanceolata</i> ssp. <i>lanceolata</i> (BREBISSON) GRUNOW	16127	4	1
Fig. 14-23	<i>Achnanthes lanceolata</i> ssp. <i>frequentissima</i> LANGE-BERTALOT	6260	6	1
Fig. 24-42	<i>Achnanthes lanceolata</i> ssp. <i>dubia</i> (GRUNOW) LANGE-BERTALOT	6245	3	2
Fig. 43-44	<i>Achnanthes lanceolata</i> ssp. <i>rostrata</i> (OESTRUP) LANGE-BERTALOT	6261	4.5	1



Tafel 5: Fig. 1-30

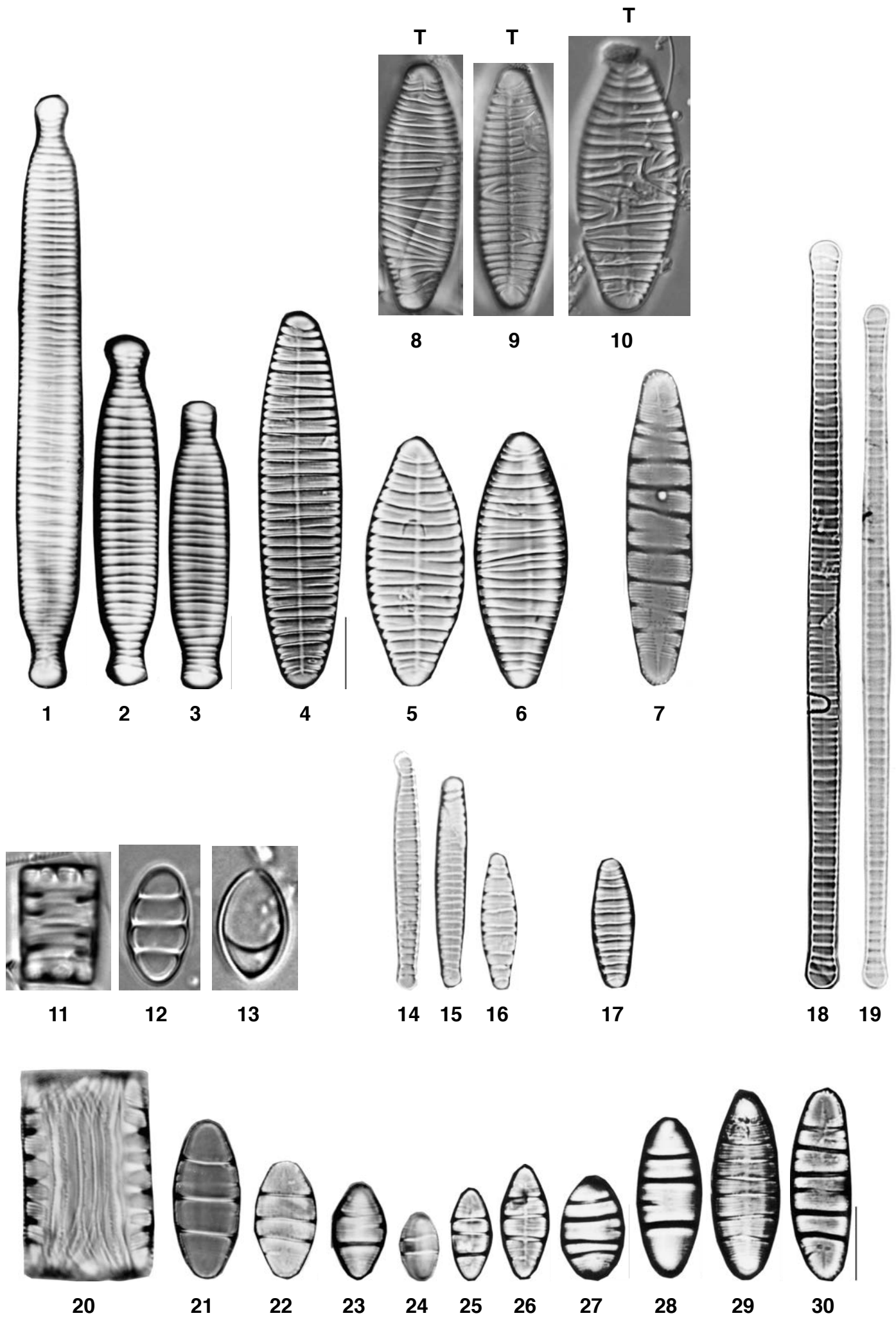
Tafel 5	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-3	<i>Diatoma ehrenbergii</i> KUETZING	6208	2.5	1
Fig. 4-6	<i>Diatoma vulgare</i> BORY DE SAINT VINCENT	6006	4	2
Fig. 7	<i>Diatoma hyemale</i> (ROTH) HEIBERG	6167	1	2
Fig. 8-10	Teratologien bei <i>Diatoma vulgare</i> BORY DE SAINT VINCENT 1)			
Fig. 11-13	<i>Tetracyclus rupestris</i> (BRAUN) GRUNOW 2)	16097		
Fig. 14-16	<i>Diatoma moniliformis</i> ssp. <i>moniliformis</i> KUETZING	6209	2	2
Fig. 17	<i>Diatoma problematica</i> LANGE-BERTALOT 3)	16207	5	2
Fig. 18-19	<i>Diatoma tenuis</i> J.G.AGARDH 4)	6210	3.5	2
Fig. 20-30	<i>Diatoma mesodon</i> (EHRENBERG) KUETZING	6949	1	4

Bemerkungen

- 1) Teratologische Formen weichen von den arttypischen Schalenformen und Schalencharakteristika ab. Sie können den Schalenumriss oder die Strukturen im Inneren der Schale betreffen. Bei den gezeigten Beispielen sind die Querrippen weniger bis stärker betroffen. Teratologien sind oft stressinduziert und können natürliche (z.B. UV-Strahlung, Siliziummangel) oder anthropogen (z.B. Belastungen durch Schwermetalle oder Kohlenwasserstoffe) bedingte Ursachen haben.
- 2) In der Schalenansicht sind die für *T. rupestris* typischen Septen oft nicht sichtbar und das Taxon wird daher leicht mit *Diatoma mesodon* verwechselt. In der Gürtelbandansicht sind diese Septen jedoch gut sichtbar und die Taxa lassen sich unterscheiden.
- 3) Die beiden Taxa *D. moniliformis* ssp. *moniliformis* und *D. problematica* sind sehr ähnlich. *D. problematica* lässt sich aber durch eine Breite > 5 µm gut gegenüber *D. moniliformis* ssp. *moniliformis* (Breite < 4.5 µm) abgrenzen.
- 4) *Fragilaria incognita* (siehe Tafel 9: Fig. 1, 2) kann ebenfalls verdickte Querstreifen (=Transapikalrippen) bilden. Im lebenden Zustand lassen sich die beiden Gattungen leicht durch die zickzack-förmigen Bänder bei *Diatoma* unterscheiden.

Bildnachweis

Die Bilder der Figuren 11-13 stammen von Lukas Taxböck, Achwiesen 8, CH-8599 Salmsach.



Tafel 6: Fig. 1-21

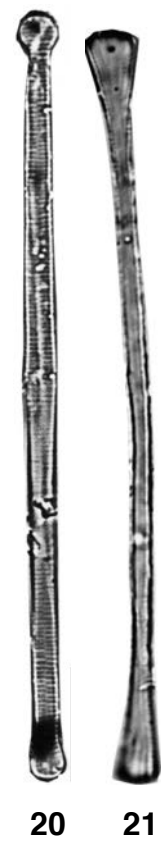
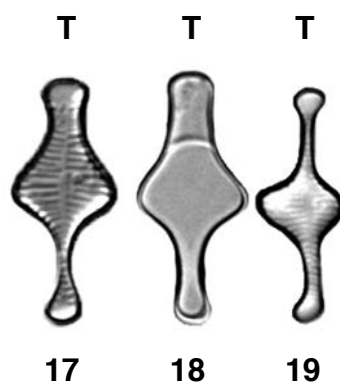
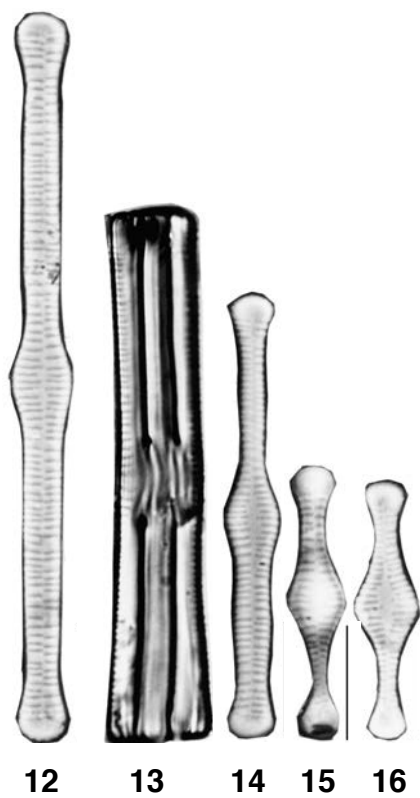
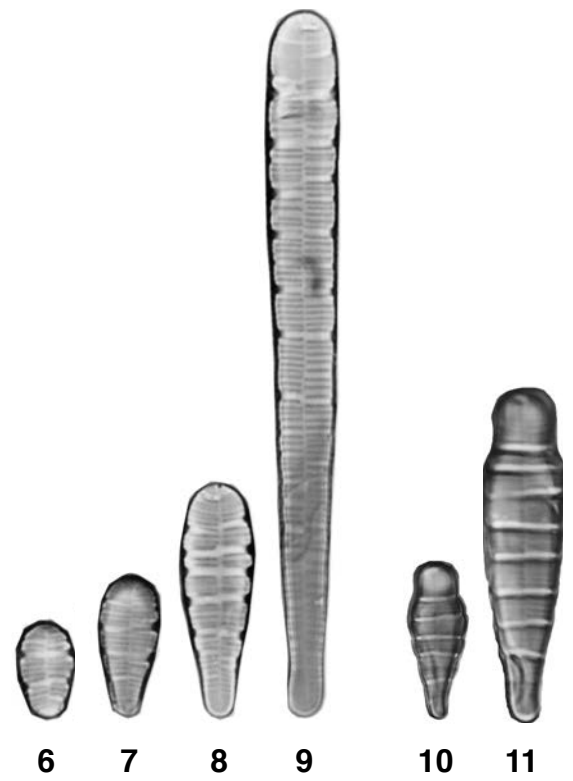
Tafel 6	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-5	<i>Fragilaria arcus</i> (EHRENBERG) CLEVE	6077	1	4
Fig. 6-9	<i>Meridion circulare</i> var. <i>circulare</i> (GREVILLE) J.G.AGARDH	6026	3.5	2
Fig. 10-11	<i>Meridion circulare</i> var. <i>constrictum</i> (RALFS) VAN HEURCK 1	6446		
Fig. 12-19	<i>Tabellaria flocculosa</i> (ROTH) KUETZING 2)	6091	3.5	1
Fig. 20-21	<i>Asterionella formosa</i> HASSALL	6050	3.5	1

Bemerkungen

- 1) Kopfige Formen von *Meridion circulare* werden der var. *constrictum* zugeordnet. Die Varietät ist deutlich seltener und ist gegenüber trophischer und saprobieller Belastung sensibler als die Nominatvarietät. Die Fig. 10-11 sind Formen aus Schweizer Quellen.
- 2) Die langen Formen (Figuren 12-14) treten eher planktisch (im Pelagial, im Freiwasser schwebend) und die kurzen Formen (Figuren 15-19) eher periphytisch (im Litoral als Aufwuchs) auf.
Fig. 17-19 sind abnorme Verformungen der Schalen (=Teratologien). Teratologien sind oft stressinduziert und können natürliche (z.B. UV-Strahlung, Siliziummangel) oder anthropogen (z.B. Belastungen durch Schwermetalle oder Kohlenwasserstoffe) bedingte Ursachen haben. Die abgebildeten Schalen von teratologischen *Tabellaria flocculosa* stammen aus alpinen Quellen.

Bildnachweis

Die Bilder der Figuren 10-11, 17-19 stammen von Lukas Taxböck, Achwiesen 8, CH-8599 Salmsach.



Tafel 7: Fig. 1-50

Tafel 7	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-47	<i>Fragilaria vaucheriae</i> (KUETZING) PETERSEN 1)	16996	6	0.5
Fig. 48-50	<i>Fragilaria perminuta</i> (GRUNOW) LANGE-BERTALOT 2)	26374		

Bemerkungen

- 1) Dieses Taxon umfasst unserem Verständnis nach sehr viele Populationen in den unterschiedlichsten Lokalitäten (siehe unten). Die Bezeichnung *Fragilaria vaucheriae* sensu lato ist daher angebracht.
Fig. 5 zeigt eine teratologische Verformung der Schale (T).
- 2) *Fragilaria perminuta* unterscheidet sich von *F. vaucheriae* durch die geringere Breite (3 - 4 µm), die deutlich enger gestellten Streifen (17 - 20 / 10 µm) und den deutlicher ausgeprägten hufeisenförmigen Fleck in der Zentralarea.

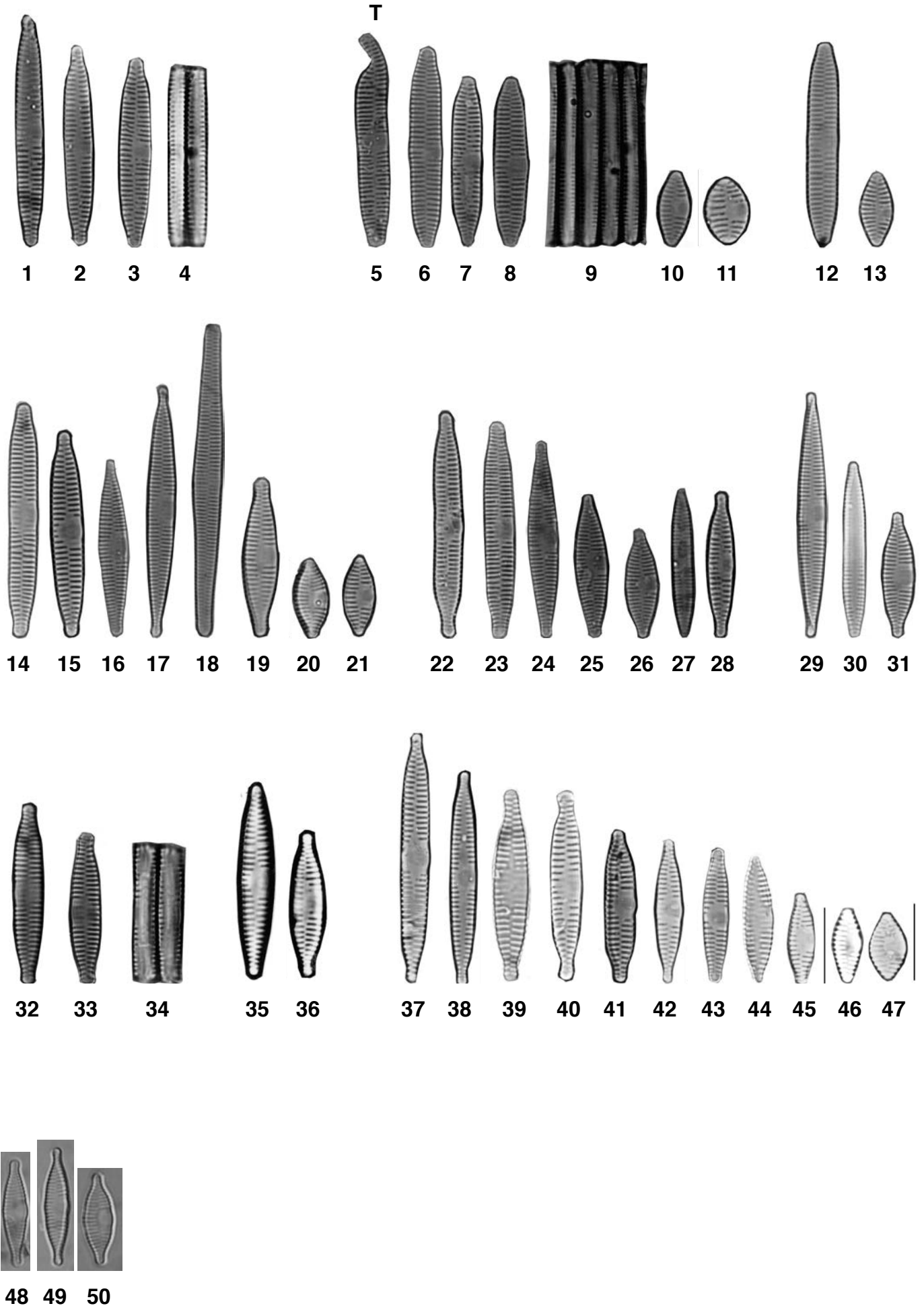
Lokalitäten der Formen

- Fig. 1-4 Furtbach ZH, Stelle 3, unterhalb Kläranlage, 23.3.1987
 Fig. 5-11 Rinnenversuch mit Limmatwasser und 10 mg NH₄-N/l-Zudosierung, 18.1.1989
 Fig. 12-13 Rinnenversuch mit Limmatwasser und 5 mg NH₄-N/l-Zudosierung, 18.1.1989
 Fig. 14-21 Rinnenversuch mit Limmatwasser und 1 mg NH₄-N/l-Zudosierung, 18.1.1989
 Fig. 22-28 Rinnenversuch mit Limmatwasser, Kontrolle, 7.1.1989
 Fig. 29-31 Limmat ZH, Treppe 4, 13.1.1989
 Fig. 32-34 Kläranlage Fehraltorf-Russikon ZH, 25.4.1987
 Fig. 35 Schlappinbach GR, 22.8.1985
 Fig. 36 Vorderrhein GR, 23.8.1985
 Fig. 37-47 Poschiavino GR, 5.10.1988

Alte Bezeichnungen

- | | | | | |
|------------|---|------|---|-----|
| Fig. 1-47 | <i>Fragilaria capucina</i> var. <i>vaucheriae</i> (KUETZING) LANGE-BERTALOT | 6186 | 6 | 0.5 |
| Fig. 48-50 | <i>Fragilaria capucina</i> var. <i>perminuta</i> (GRUNOW) LANGE-BERTALOT | 6394 | | |

T = teratologische Schalenform

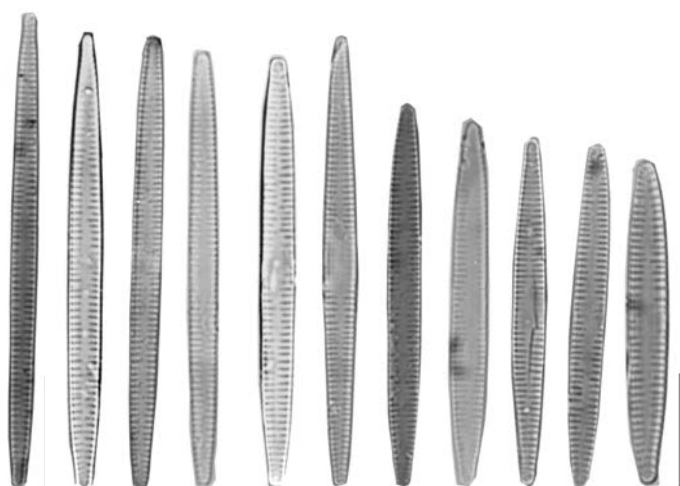


Tafel 8: Fig. 1-27

Tafel 8	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-11	<i>Fragilaria gracilis</i> OESTRUP	16995	1	4
Fig. 12-16	<i>Fragilaria rumpens</i> (KUETZING) CARLSON	26375	2	2
Fig. 17	<i>Fragilaria amphicephaloides</i> LANGE-BERTALOT	36274	1	4
Fig. 18-20	<i>Fragilaria austriaca</i> (GRUNOW) LANGE-BERTALOT	26372	1	8
Fig. 21-22	<i>Fragilaria capucina</i> var. <i>capucina</i> DESMAZIERES	6033	3	2
Fig. 23-27	<i>Fragilaria mesolepta</i> RABENHORST	26373	2.5	2

Alte Bezeichnungen

Fig. 1-11	<i>Fragilaria capucina</i> var. <i>gracilis</i> (OESTRUP) HUSTEDT	6392	1	4
Fig. 12-16	<i>Fragilaria capucina</i> var. <i>rumpens</i> (KUETZING) LANGE-BERTALOT	6396	2	2
Fig. 17	<i>Fragilaria capucina</i> var. <i>amphicephala</i> (GRUNOW) LANGE-BERTALOT	6908	1	4
Fig. 18-20	<i>Fragilaria capucina</i> var. <i>austriaca</i> (GRUNOW) LANGE-BERTALOT	6389	1	8
Fig. 21-22	<i>Fragilaria capucina</i> DESMAZIERES	16570	3	2
Fig. 23-27	<i>Fragilaria capucina</i> var. <i>mesolepta</i> (RABENHORST) RABENHORST	6393	2.5	2



1 2 3 4 5 6 7 8 9 10 11



12 13 14 15 16



17



18



19



20



21



22



23



24



25



26



27

Tafel 9: Fig. 1-21

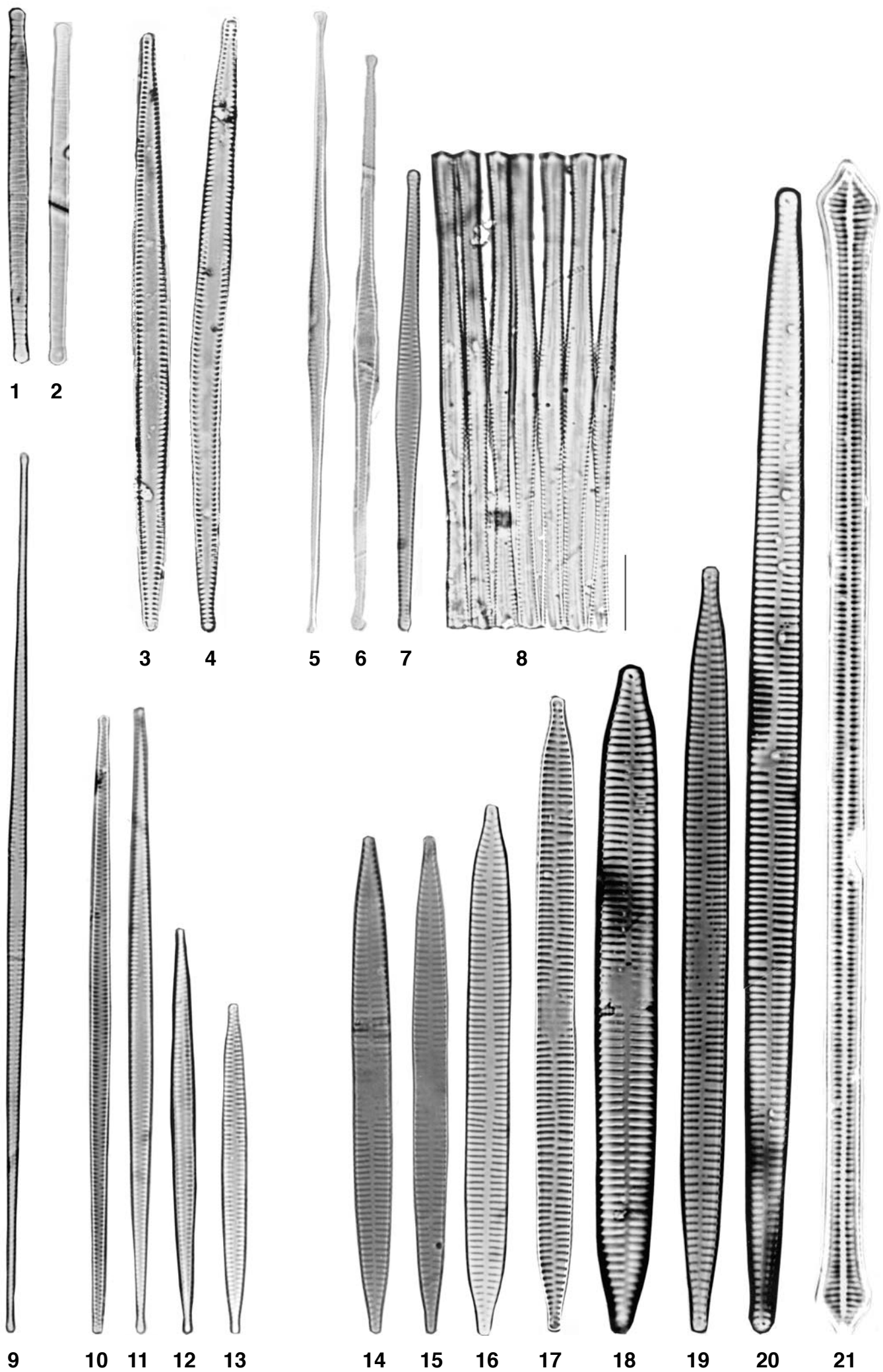
Tafel 9	Vergrößerung 1500x (Fig. 21 = 1000x), Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-2	Fragilaria incognita REICHARDT	6402	1	4
Fig. 3-4	Tabularia fasciculata (J.G.AGARDH) D.M. WILLIAMS et ROUND 1)	26379		
Fig. 5-8	Fragilaria crotonensis KITTON	6075	4	1
Fig. 9	Fragilaria ulna angustissima - Sippen KRAMMER et LANGE-BERTALOT	6410		
Fig. 10-13	Fragilaria tenera (W.SMITH) LANGE-BERTALOT	6409	2	2
Fig. 14-20	Fragilaria ulna (NITZSCH) LANGE-BERTALOT	6239	4	1
Fig. 21	Fragilaria dilatata (BREBISSON) LANGE-BERTALOT	6236		

Bemerkung

- 1) Das Taxon kommt bevorzugt in elektrolytreichen Gewässern vor, häufig auch in Brackwasser oder marinen Habitaten.

Alte Bezeichnung

Fig. 3-4	Fragilaria fasciculata (J.G.AGARDH) LANGE-BERTALOT	6234
----------	--	------



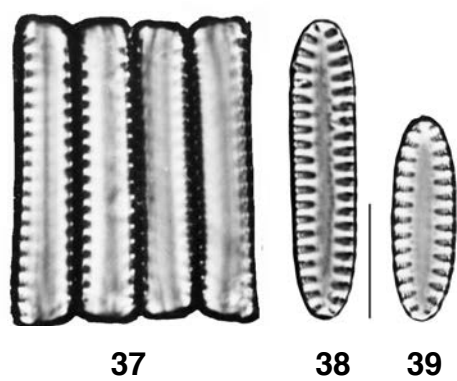
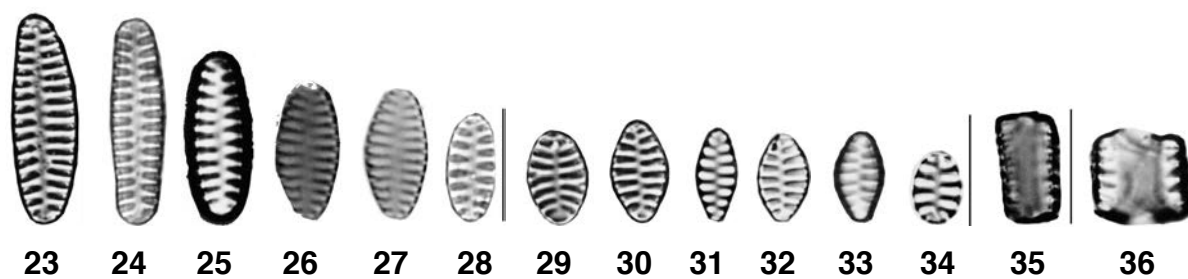
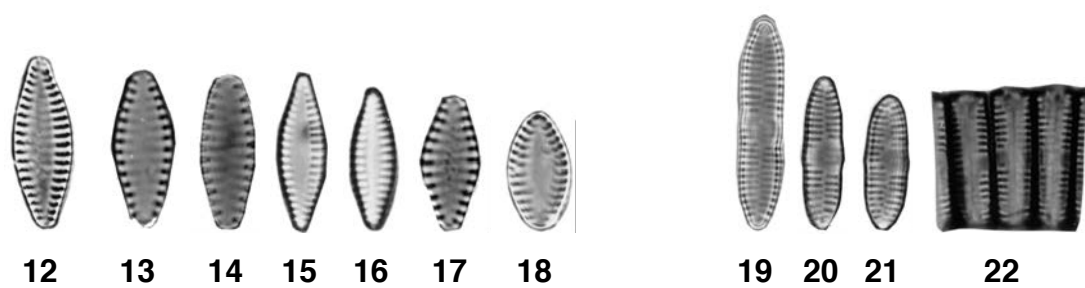
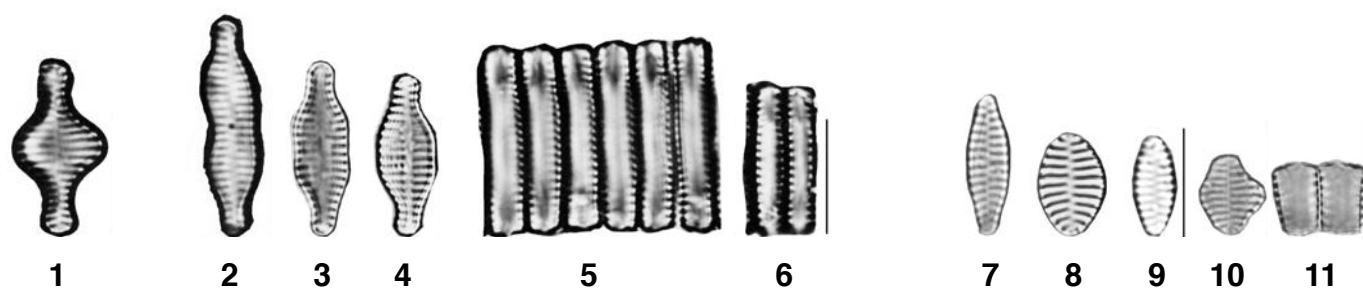
Tafel 10: Fig. 1-39

Tafel 10	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1	<i>Fragilaria construens</i> (EHRENBERG) GRUNOW 1)	16573	3	2
Fig. 2-6	<i>Fragilaria construens</i> f. <i>binodis</i> (EHRENBERG) HUSTEDT 1)	6397	3	2
Fig. 7-11	<i>Fragilaria construens</i> f. <i>venter</i> (EHRENBERG) HUSTEDT 1)	6828	3	2
Fig. 12-18	<i>Fragilaria brevistriata</i> GRUNOW 1)	6388	3	2
Fig. 19-22	<i>Fragilaria bidens</i> HEIBERG	6387		
Fig. 23-36	<i>Fragilaria pinnata</i> sensu lato 1)	6078	3	2
Fig. 37-39	<i>Fragilaria lapponica</i> GRUNOW 1)	6403		

Bemerkung

- 1) Um die Gattung *Fragilaria* sensu lato bestehen viele taxonomische Konzepte. Momentan ist die taxonomische Situation um *Fragilaria* sensu lato noch unklar und basiert auf unterscheidbaren Gen-Sequenzen oder nur im Elektronenmikroskop erkennbaren Merkmalen. Daher werden im DI-CH aus praktischen Gründen die Taxa um *Fragilaria* in dieser Gattung belassen. Der Information halber sind die Namen der ursprünglichen Gattung *Staurosira* unten aufgeführt.

Fig. 1	<i>Staurosira construens</i> EHRENBERG	3	2
Fig. 2-6	<i>Staurosira binodis</i> (EHRENBERG) LANGE-BERTALOT	3	2
Fig. 7-11	<i>Staurosira venter</i> (EHRENBERG) GRUNOW	3	2
Fig. 12-18	<i>Staurosira brevistriata</i> (GRUNOW) GRUNOW	3	2
Fig. 23-36	<i>Staurosira mutabilis</i> (W. SMITH) GRUNOW		
Fig. 37-39	<i>Staurosira lapponica</i> (GRUNOW) LANGE-BERTALOT	3	2



Tafel 11: Fig. 1-30

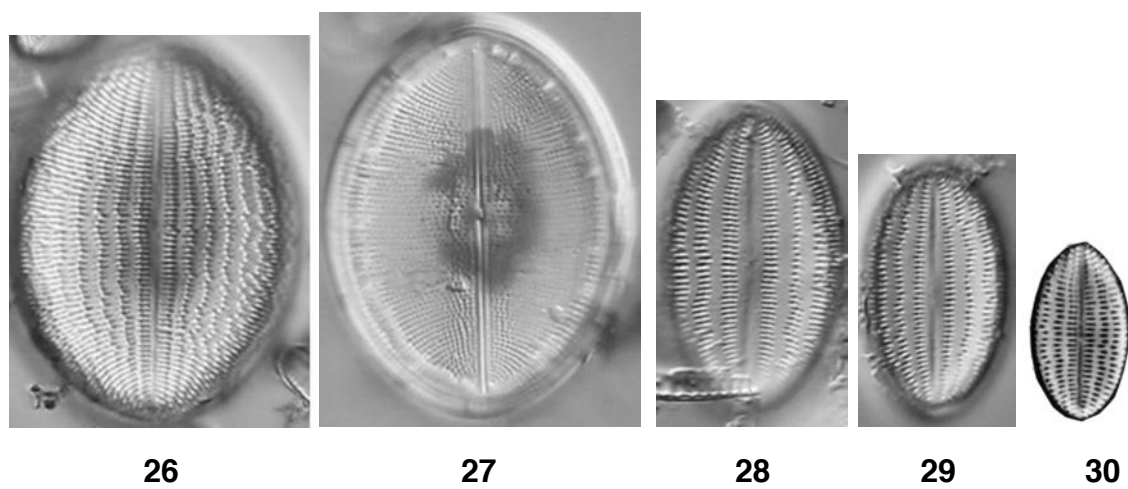
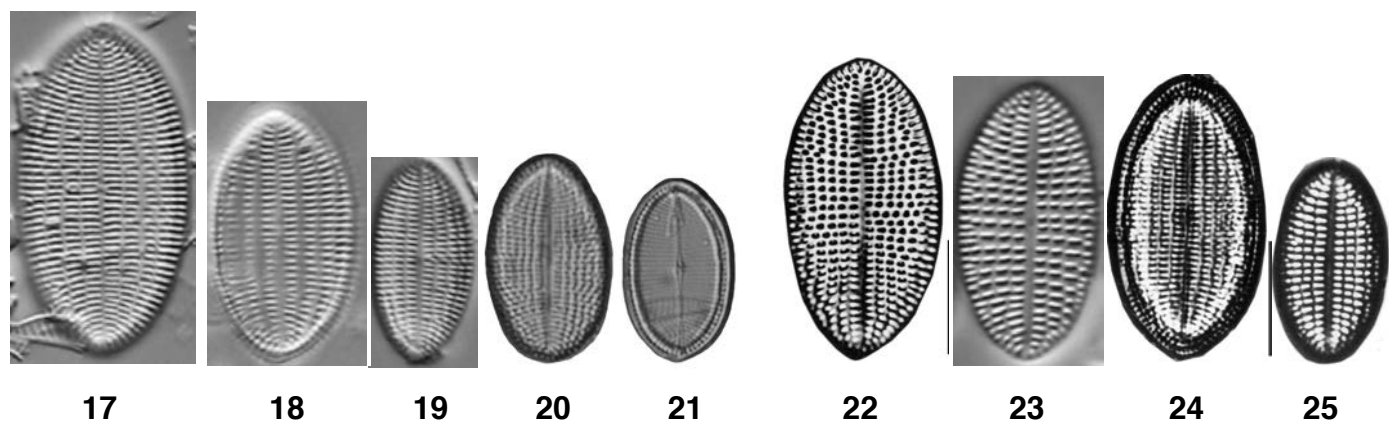
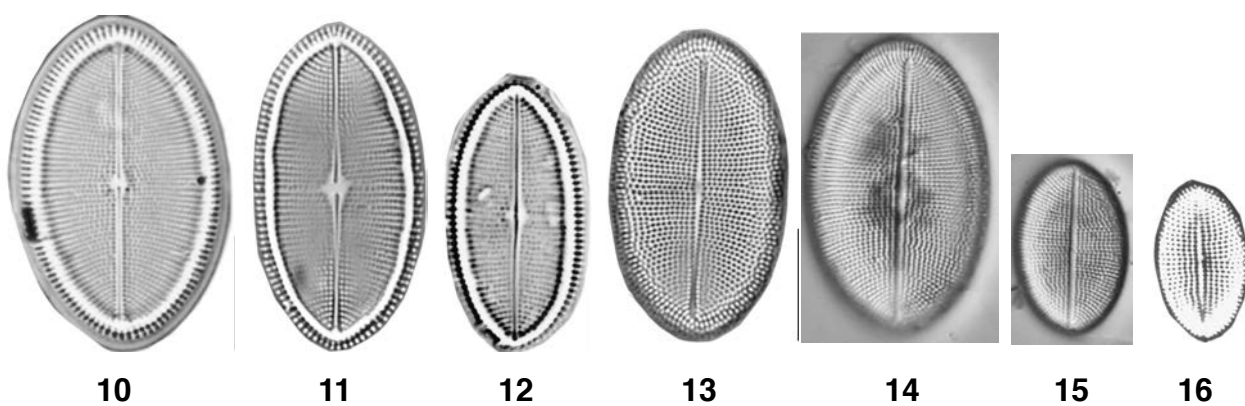
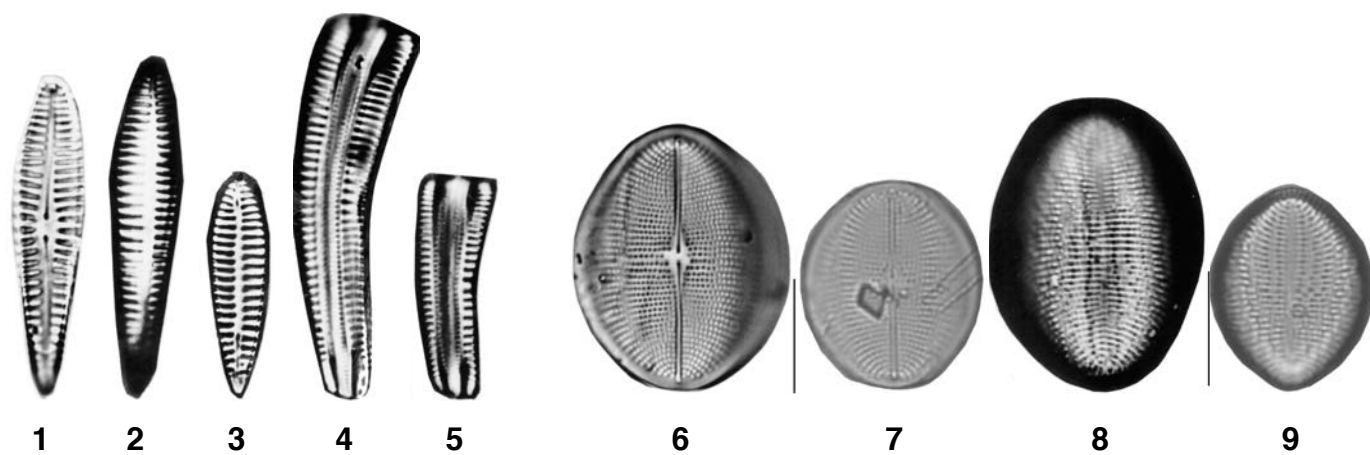
Tafel 11	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-5	<i>Rhoicosphenia abbreviata</i> (J.G.AGARDH) LANGE-BERTALOT	6224	4.5	1
Fig. 6-9	<i>Cocconeis pediculus</i> EHRENBURG	6020	5.5	2
Fig. 10-16	<i>Cocconeis placentula</i> sensu Krammer und Lange-Bertalot 1991	6021	5	1
Fig. 17-21	<i>Cocconeis placentula</i> var. <i>euglypta</i> (EHRENBURG) GRUNOW	6726	5	1
Fig. 22-25	<i>Cocconeis pseudolineata</i> (GEITLER) LANGE-BERTALOT	26128	5	1
Fig. 26-30	<i>Cocconeis placentula</i> var. <i>lineata</i> (EHRENBURG) VAN HEURCK	6728	5	1

Alte Bezeichnung

Fig. 22-25	<i>Cocconeis placentula</i> var. <i>pseudolineata</i> GEITLER	6729	5	1
Fig. 23-24	<i>Cocconeis placentula</i> var. <i>euglypta</i> EHRENBURG	6726	5	1

Bildnachweis

Die Bilder der Figuren 14-15, 17-19, 23, 26-29 stammen von Guido Erni,
Lierenstrasse 74, CH-5417 Untersiggenthal



Tafel 12: Fig. 1-26

Tafel 12	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1	Navicula radiosa KUETZING	6103	4	1
Fig. 2-4	Navicula lanceolata (J.G. AGARDH) EHRENBERG	6864	4.5	1
Fig. 5-7	Navicula tripunctata (O.F. MUELLER) BORY DE SAINT VINCENT	6831	4	1
Fig. 8-9	Navicula menisculus SCHUMANN	6094	4	2
Fig. 10-12	Navicula antonii LANGE-BERTALOT 1)	16653	5	1
Fig. 13-15	Navicula reichardtiana LANGE-BERTALOT	6221	4	1
Fig. 16	Navicula capitatoradiata GERMAIN	6910	4	1
Fig. 17	Navicula cryptocephala KUETZING	6010	4	1
Fig. 18-24	Navicula cryptotenella LANGE-BERTALOT	6889	4	0.5
Fig. 25	Navicula cryptotenelloides LANGE-BERTALOT	16307	4	0.5
Fig. 26	Navicula aquaedurae LANGE-BERTALOT	16289	4	0.5

Bemerkung

- 1) Eine sehr ähnliche Art ist Navicula catalanogermanica LANGE-BERTALOT. Diese Art ist sicherlich in Deutschland weiter verbreitet, wurde aber bis 2001 nicht von Navicula antonii unterschieden.

6464

Alte Bezeichnung

Fig. 10-12 Navicula menisculus var. grunowii LANGE-BERTALOT

6514 5 1



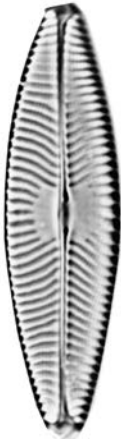
1



2



3



4



5



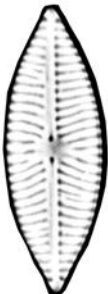
6



7



8



9



10



11



12



13



14



15



16



17



18



19



20



21



22



23



24



25



26

Tafel 13: Fig. 1-49

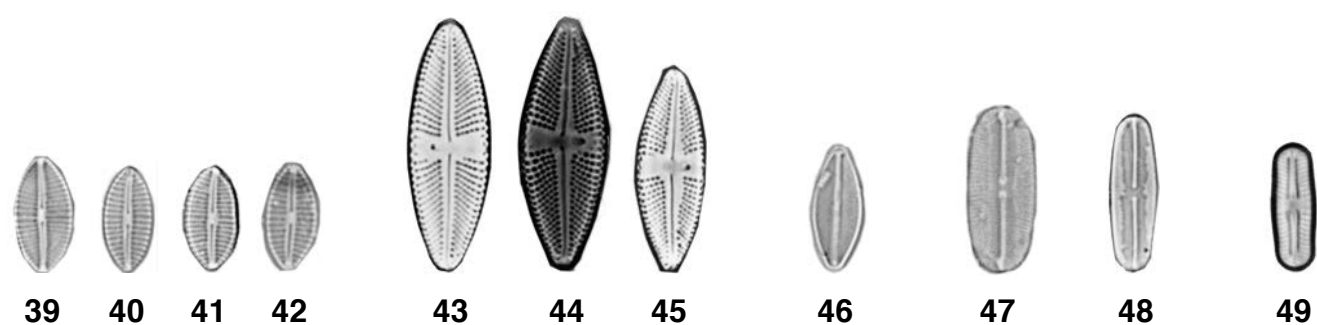
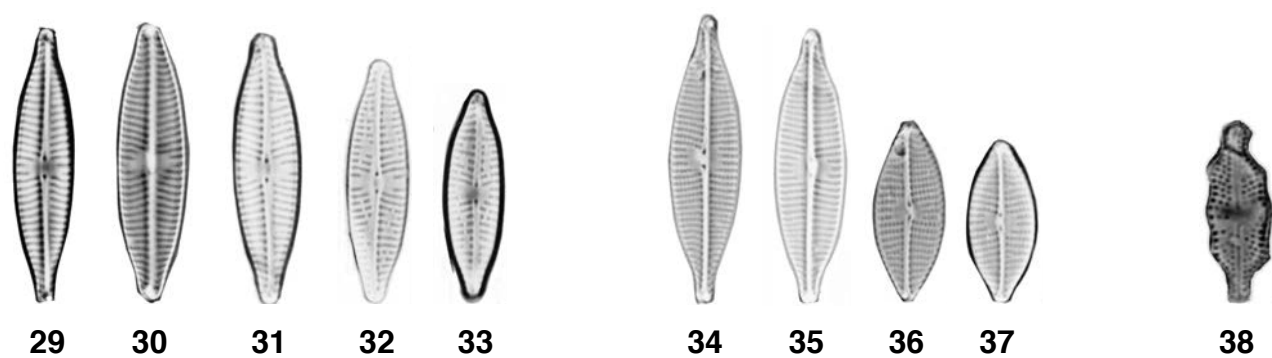
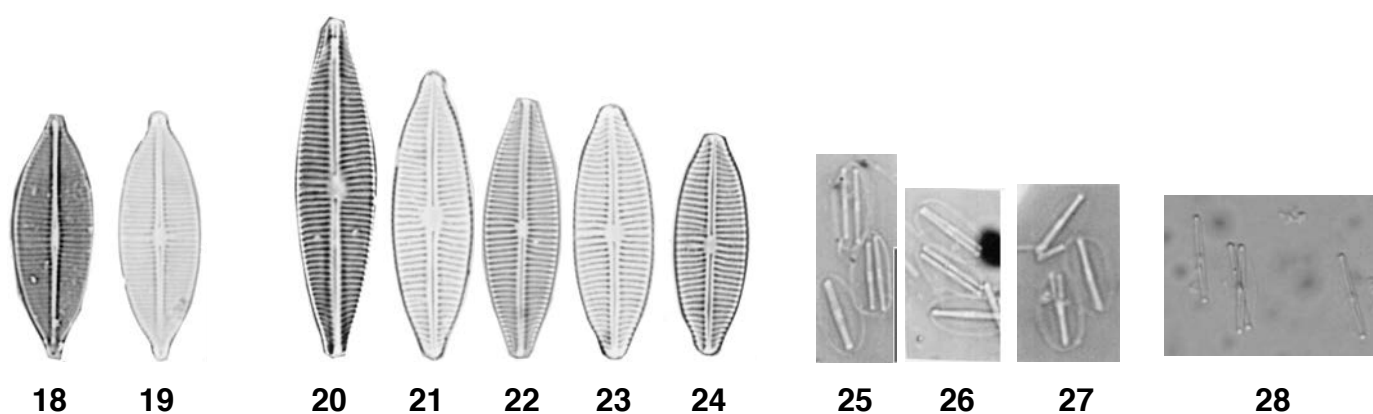
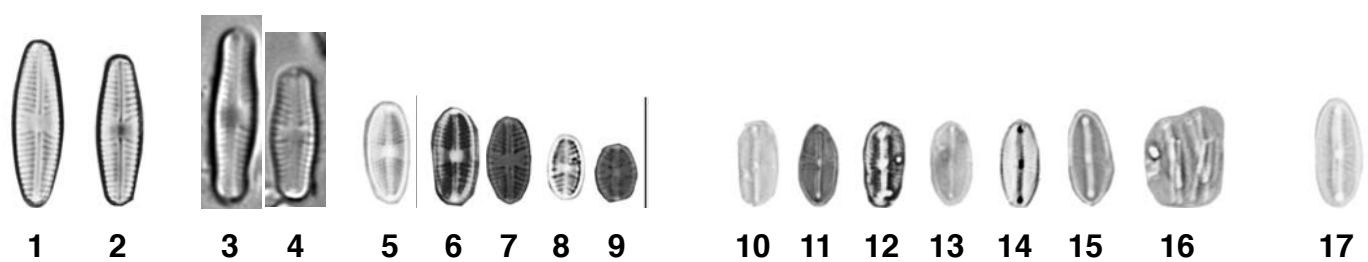
Tafel 13	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-2	<i>Sellaphora seminulum</i> GRUNOW	26624	8	4
Fig. 3-4	<i>Sellaphora joubaudii</i> (GERMAIN) ABOAL	36265		
Fig. 5-9	<i>Eolimna minima</i> (GRUNOW) LANGE-BERTALOT	26568	7	1
Fig. 10-16	<i>Mayamaea atomus</i> var. <i>permitis</i> (HUSTEDT) LANGE-BERTALOT	26472	6	1
Fig. 17	<i>Mayamaea atomus</i> var. <i>atomus</i> (KUETZING) LANGE-BERTALOT	26469	6	1
Fig. 18-19	<i>Craticula accomoda</i> (HUSTEDT) D.G. MANN	26460	8	8
Fig. 20-24	<i>Craticula buderi</i> (GRUNOW) LANGE-BERTALOT 1)	16881	8	8
Fig. 25-27	<i>Fistulifera saprophila</i> (LANGE-BERTALOT et BONIK) LANGE-BERTALOT	6537	7	2
Fig. 28	<i>Fistulifera pelliculosa</i> (BREBISSON) LANGE-BERTALOT	26591	3.5	1
Fig. 29-33	<i>Navicula veneta</i> KUETZING	6890	8	4
Fig. 34-37	<i>Navicula gregaria</i> DONKIN	6015	5.5	1
Fig. 38	<i>Luticola nivalis</i> (EHRENBERG) D.G. MANN	26583		
Fig. 39-42	<i>Eolimna subminuscula</i> (MANGUIN) MOSER, LANGE-BERTALOT et METZELT	26638	7	4
Fig. 43-45	<i>Luticola goeppertiana</i> (BLEISCH) D.G. MANN	26531	8	8
Fig. 46	<i>Adlafia minuscula</i> var. <i>muralis</i> (GRUNOW) LANGE-BERTALOT	26570	7	1
Fig. 47	<i>Fallacia subhamulata</i> (GRUNOW) D.G. MANN	26636	4	2
Fig. 48	<i>Fallacia lenzii</i> (HUSTEDT) LANGE-BERTALOT	26560	4.5	1
Fig. 49	<i>Sellaphora stroemii</i> (HUSTEDT) D.G. MANN	26633	2	1

Bemerkung

- 1) Das Taxon wurde früher vermutlich oft als *C. halophila* oder *C. accomoda* bestimmt. *C. halophila* hat keine vorgezogenen Enden und ist mit > 8 µm breiter als *C. buderi* und *C. accomoda*.

Alte Bezeichnungen

Fig. 1-2	<i>Navicula seminulum</i> GRUNOW	6192	8	4
Fig. 3-4	<i>Navicula joubaudii</i> GERMAIN	6507		
Fig. 5-9	<i>Navicula minima</i> GRUNOW	6095	7	1
Fig. 10-16	<i>Navicula atomus</i> var. <i>permitis</i> (HUSTEDT) LANGE-BERTALOT	6241	6	1
Fig. 17	<i>Navicula atomus</i> (KUETZING) GRUNOW	6117	6	1
Fig. 18-19	<i>Navicula accomoda</i> HUSTEDT	6018	8	8
Fig. 20-24	<i>Navicula halophila</i> (GRUNOW) CLEVE	6833	8	8
Fig. 25-27	<i>Navicula saprophila</i> LANGE-BERTALOT et BONIK	6537	7	2
Fig. 28	<i>Navicula pelliculosa</i> (BREBISSON) HILSE	6013	3.5	1
Fig. 38	<i>Navicula nivalis</i> EHRENBERG	16020		
Fig. 39-42	<i>Navicula subminuscula</i> MANGUIN	6896	7	4
Fig. 43-45	<i>Navicula goeppertiana</i> (BLEISCH) H.L. SMITH	6916	8	8
Fig. 46	<i>Navicula minuscula</i> var. <i>muralis</i> (GRUNOW) LANGE-BERTALOT	6872	7	1
Fig. 47	<i>Navicula subhamulata</i> GRUNOW	6106	4	2
Fig. 48	<i>Navicula lenzii</i> HUSTEDT	6923	4.5	1
Fig. 49	<i>Navicula stroemii</i> HUSTEDT	6546	2	1



Tafel 14: Fig. 1-33

Tafel 14	Vergrößerung 1500x (Fig. 29 = 1000x), Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-2	<i>Amphora copulata</i> (KUETZING) SCHOEMANN et ARCHIBLAD 1)	26102	4	2
Fig. 3-5	<i>Amphora inariensis</i> KRAMMER	6171		
Fig. 6-9	<i>Amphora pediculus</i> (KUETZING) GRUNOW	6983	5	0.5
Fig. 10	<i>Amphora indistincta</i> LEVKOV	36245	3.5	1
Fig. 11	<i>Amphora thumensis</i> (A.MAYER) CLEVE-EULER	6288		
Fig. 12	<i>Halamphora oligotraphenta</i> (LANGE-BERTALOT) LEVKOV	36251		
Fig. 13-16	<i>Caloneis lancettula</i> (SCHULZ-DANZIG) LANGE-BERTALOT et WITKOWSKI 2)	26121	3	2
Fig. 17-18	<i>Caloneis fontinalis</i> (GRUNOW) LANGE-BERTALOT & REICHARDT	16591		
Fig. 19-21	<i>Mastogloia smithii</i> var. <i>lacustris</i> GRUNOW	6445		
Fig. 22	<i>Diploneis separanda</i> LANGE-BERTALOT 3)	26285	3.5	4
Fig. 23	<i>Diploneis fontanella</i> LANGE-BERTALOT 3)	26282		
Fig. 24	<i>Diploneis oculata</i> (BREBISSON) CLEVE	6347	3	2
Fig. 25-28	<i>Brachysira neoexilis</i> LANGE-BERTALOT	6295		
Fig. 29-30	<i>Amphipleura pellucida</i> (KUETZING) KUETZING	6048	1	1
Fig. 31	<i>Gyrosigma acuminatum</i> (KUETZING) RABENHORST	6036	4	1
Fig. 32	<i>Gyrosigma sciotense</i> (W.S.SULLIVANT) CLEVE		4	2
Fig. 33	<i>Gyrosigma attenuatum</i> (KUETZING) RABENHORST	6041	4	2

Bemerkung

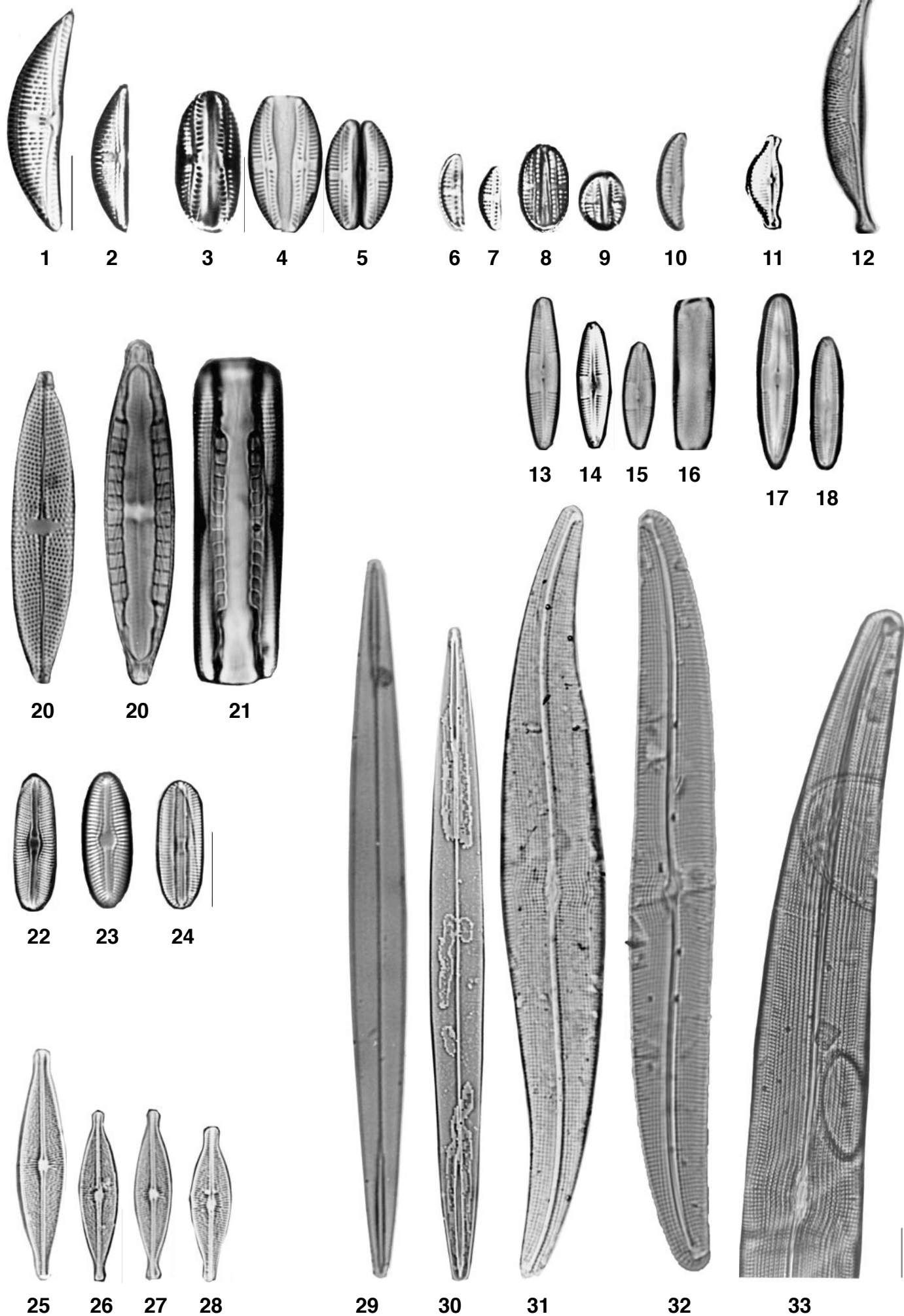
- 1) Die richtige Artbezeichnung für *Amphora libyca* ist *Amphora copulata* (KUETZING) SCHOEMAN et ARCHIBALD. Früher wurde das Taxon generell als *A. libyca* bezeichnet. Dieser falsche Name fand wegen einer falschen Interpretation des Typus seinen Weg in die Bestimmungsbücher Europas. Heute sind um die Art *Amphora copulata* noch weitere, morphologisch sehr ähnliche Taxa bekannt. So könnten die Fig. 1 - 2 auch zu *A. lange-bertalotii* LEVKOV et METZELTIN (DVNR 36237) gehören.
- 2) In der relevanten Bestimmungsliteratur wurden Arten aus dem Formenkreis um *C. lancettula* fälschlicherweise als *Caloneis bacillum* bezeichnet. Bei diesem Taxon handelt es sich jedoch um eine marine Art. Taxa mit breiter Axialarea gehören zu *Caloneis fontinalis*.
- 3) Arten aus dem Formenkreis um *Diploneis separanda* und *Diploneis fontanella* wurden früher als *D. oblongella* bezeichnet. Die ursprünglich als *D. oblongella* bezeichnete Art wurde ohne Abbildung von KUETZING 1849 benannt. Daher wurden Missinterpretationen um das Taxon gebräuchlich.

Alte Bezeichnung

Fig. 12	<i>Amphora veneta</i> var. <i>capitata</i> HAWORTH	6289		
Fig. 13-16	<i>Caloneis bacillum</i> sensu DI-CH	6051	3	2
Fig. 22	<i>Diploneis oblongella</i> (NAEGELI) CLEVE-EULER	6346	3.5	4
Fig. 32	<i>Gyrosigma nodiferum</i> (GRUNOW) REIMER	6443	4	2

Bildnachweis

Die Bilder der Figuren 17-18, 23 stammen von Lukas Taxböck, Achwiesen 8, CH-8599 Salmsach.



Tafel 15: Fig. 1-17

Tafel 15	Vergrößerung 1500x (Fig. 16 & 17 = 1000x), Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1	<i>Neidium dubium</i> (EHRENBERG) CLEVE	6108		
Fig. 2	<i>Frustulia vulgaris</i> (THWAITES) DE TONI	6079	4	1
Fig. 3	<i>Frustulia crassinervia</i> BREBISSON) LANGE-BERTALOT et KRAMMER	26397		
Fig. 4	<i>Navicula oblonga</i> KUETZING	6073		
Fig. 5	<i>Aneumastus tusculus</i> (EHRENBERG) D.G. MANN et STICKLE 1)	26111		
Fig. 6-8	<i>Sellaphora pseudopupula</i> (KRASSKE) LANGE-BERTALOT 2)	26605	4	1
Fig. 9	<i>Sellaphora bacillum</i> (EHRENBERG) D.G. MANN	16611		
Fig. 10-12	<i>Stauroneis smithii</i> GRUNOW 3)	6131	3	1
Fig. 13-14	<i>Stauroneis separanda</i> LANGE-BERTALOT et WERUM 3)	26867		
Fig. 15	<i>Stauroneis anceps</i> EHRENBERG 4)	6129	1	1
Fig. 16	<i>Stauroneis gracilis</i> EHRENBERG	16675		
Fig. 17	<i>Stauroneis phoenicenteron</i> (NITZSCH) EHRENBERG	6130		

Bemerkungen

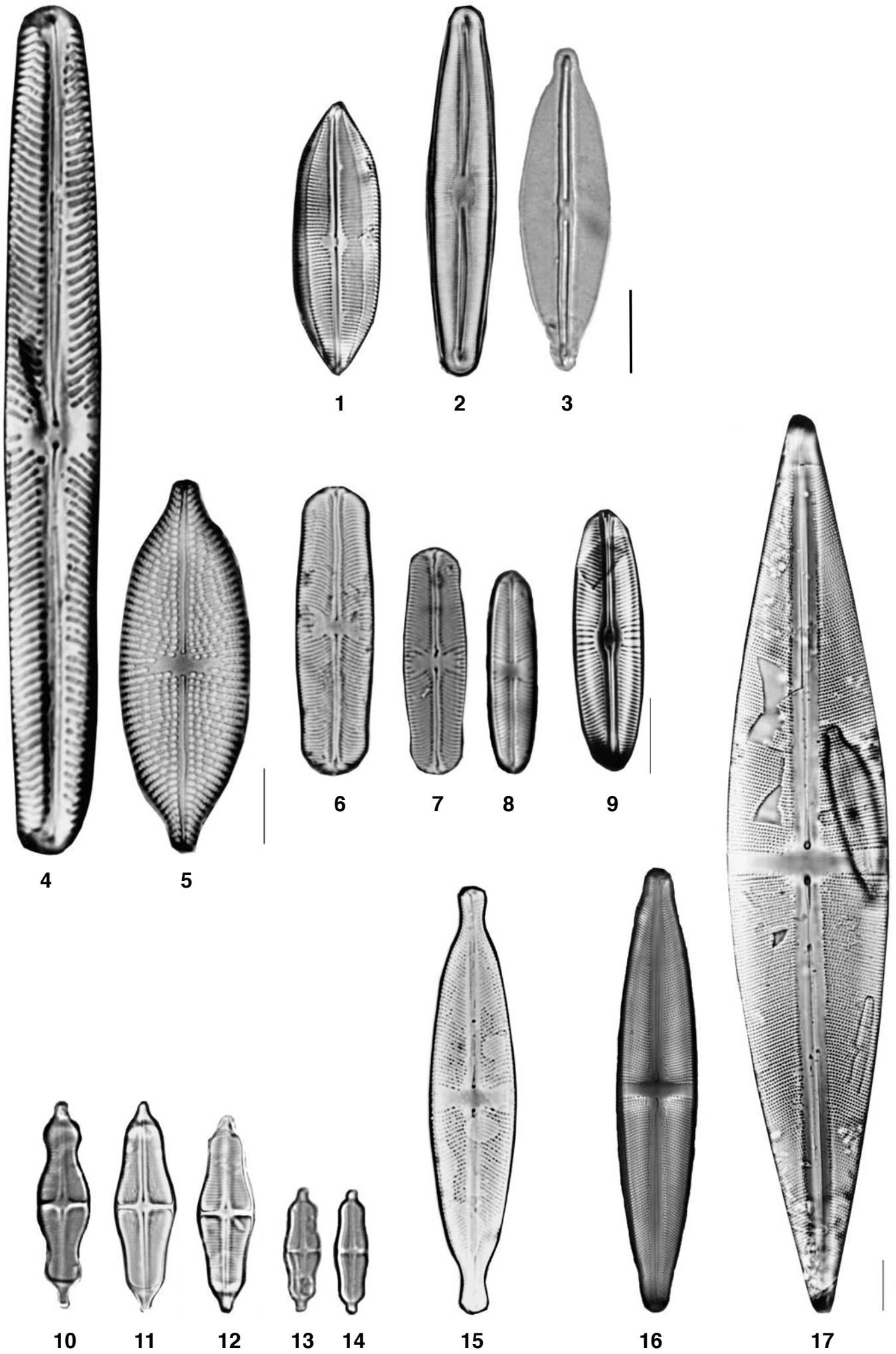
- 1) Das Taxon *Navicula tuscula* (EHRENBERG) GRUNOW ist ein Sammeltaxon und beinhaltet Arten, wie *A. balticus* oder *A. minor*, die unter dem heutigen Gattungsnamen *Aneumastus* als eigenständige Taxa betrachtet werden.
- 2) Früher wurden unter dem Namen *Navicula pupula* KUETZING viele verschiedene, heute als eigenständig angesehene Arten zusammengefasst. Bei Untersuchungen des DI-CH wurde hauptsächlich die abgebildete Art *Sellaphora pseudopupula* nachgewiesen.
- 3) Die deutlich kleineren Schalen von *Stauroneis separanda* LANGE-BERTALOT et WERUM wurden früher zu *S. smithii* gezählt.
- 4) Bei Fig. 15 handelt es sich unter Umständen nicht um *Stauroneis anceps*. Die neu beschriebenen Arten *S. acidoclinata* und *S. reichardtii* sind sehr ähnlich. Die kopfig vorgezogenen Enden sprechen bei Fig. 15 eher für *S. reichardtii*, es gibt aber in Europa rund um den Formenkreis um *S. anceps* noch weitere, ungenügend beschriebene Taxa.

Alte Bezeichnungen

Fig. 5	<i>Navicula tuscula</i> EHRENBERG	6989		
Fig. 6-8	<i>Navicula pupula</i> var. <i>pseudopupula</i> (KRASSKE) HUSTEDT	16030	4	1
Fig. 9	<i>Navicula bacillum</i> EHRENBERG	6087		

Bildnachweis

Die Bilder der Figuren 3, 8, 10, 13-14, 16 stammen von Lukas Taxböck, Aachwiesen 8, CH-8599 Salmsach.



Tafel 16: Fig. 1-16

Tafel 16	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1	<i>Pinnularia microstauron</i> (EHRENBERG) CLEVE	6125	3.5	1
Fig. 2-8	<i>Pinnularia gibba</i> EHRENBERG 1)	6121	7.5	2
Fig. 9	<i>Pinnularia kneuckeri</i> HUSTEDT	16067		
Fig. 10	<i>Pinnularia borealis</i> EHRENBERG	6148		
Fig. 11	<i>Pinnularia viridis</i> (NITZSCH) EHRENBERG	6128		
Fig. 12-15	<i>Pinnularia grunowii</i> KRAMMER	26734		
Fig. 16	<i>Pinnularia kuetzingii</i> KRAMMER	6646		

Bemerkung

- 1) Sicher in die Gruppe um *Pinnularia gibba* oder *Pinnularia subgibba* KRAMMER gehörend, vermutlich handelt es sich um:

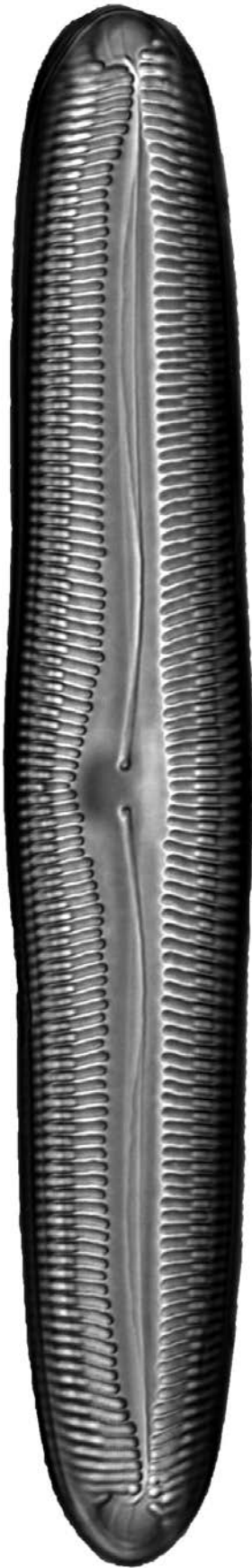
Pinnularia parvulissima KRAMMER 26763

Alte Bezeichnung

Fig. 12-15 *Pinnularia mesolepta* (EHRENBERG) W. SMITH 6124

Bildnachweis

Die Bilder der Figuren 10-11 stammen von Lukas Taxböck, Achwiesen 8, CH-8599 Salmsach.



11



1



2



3



4



5



6



7



8



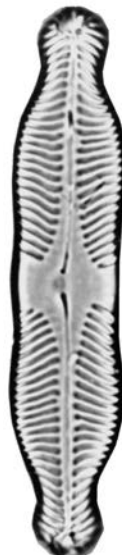
9



10



12



13



14



15



16

Tafel 17: Fig. 1-40

Tafel 17	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-7	<i>Cymbella excisa</i> KUETZING 1)	36064	2	2
Fig. 8	<i>Cymbella excisiformis</i> KRAMMER 1)	26133	2	2
Fig. 9	<i>Cymbella laevis</i> NAEGELI	6327	2	1
Fig. 10-12	<i>Reimeria sinuata</i> (GREGORY) KOCIOLEK et STOERMER	36212	3.5	1
Fig. 13	<i>Cymbella affinis</i> KUETZING	26254		
Fig. 14-16	<i>Delicata delicatula</i> (KUETZING) KRAMMER	36053	1	4
Fig. 17-18	<i>Encyonopsis cesatii</i> (RABENHORST) KRAMMER	36063	1	1
Fig. 19	<i>Cymbella compacta</i> OESTRUP	16665		
Fig. 20	<i>Cymbella helvetica</i> sensu lato	6184	2	1
Fig. 21	<i>Cymbella neocistula</i> KRAMMER	26148	2	1
Fig. 22-32	<i>Encyonopsis microcephala</i> sensu lato 2)	6895	2	2
Fig. 33-34	<i>Encyonema prostratum</i> (BERKELEY) KUETZING	26223	4	1
Fig. 35	<i>Cymbopleura naviculiformis</i> (AUERSWALD) KRAMMER	26210	1	1
Fig. 36	<i>Cymbopleura frequens</i> KRAMMER	36044		
Fig. 37	<i>Cymbopleura subaequalis</i> (GRUNOW) KRAMMER	36046	1	2
Fig. 38	<i>Cymbopleura diminuta</i> (GRUNOW) KRAMMER	26157		
Fig. 39-40	<i>Encyonema caespitosum</i> var. <i>caespitosum</i> KUETZING	16991	3	1

Bemerkung

- 1) Die beiden Taxa *C. excisa* und *C. excisiformis* wurden früher wohl zu *C. affinis* KUETZING gezählt. *C. affinis* hat jedoch mehr als ein Stigma in der Zentral-area.
- 2) Früher handelte es sich bei der Art *C. microcephala* um ein Sammeltaxon. Neu werden neben *E. microcephala* einige sehr ähnliche Taxa unterschieden:

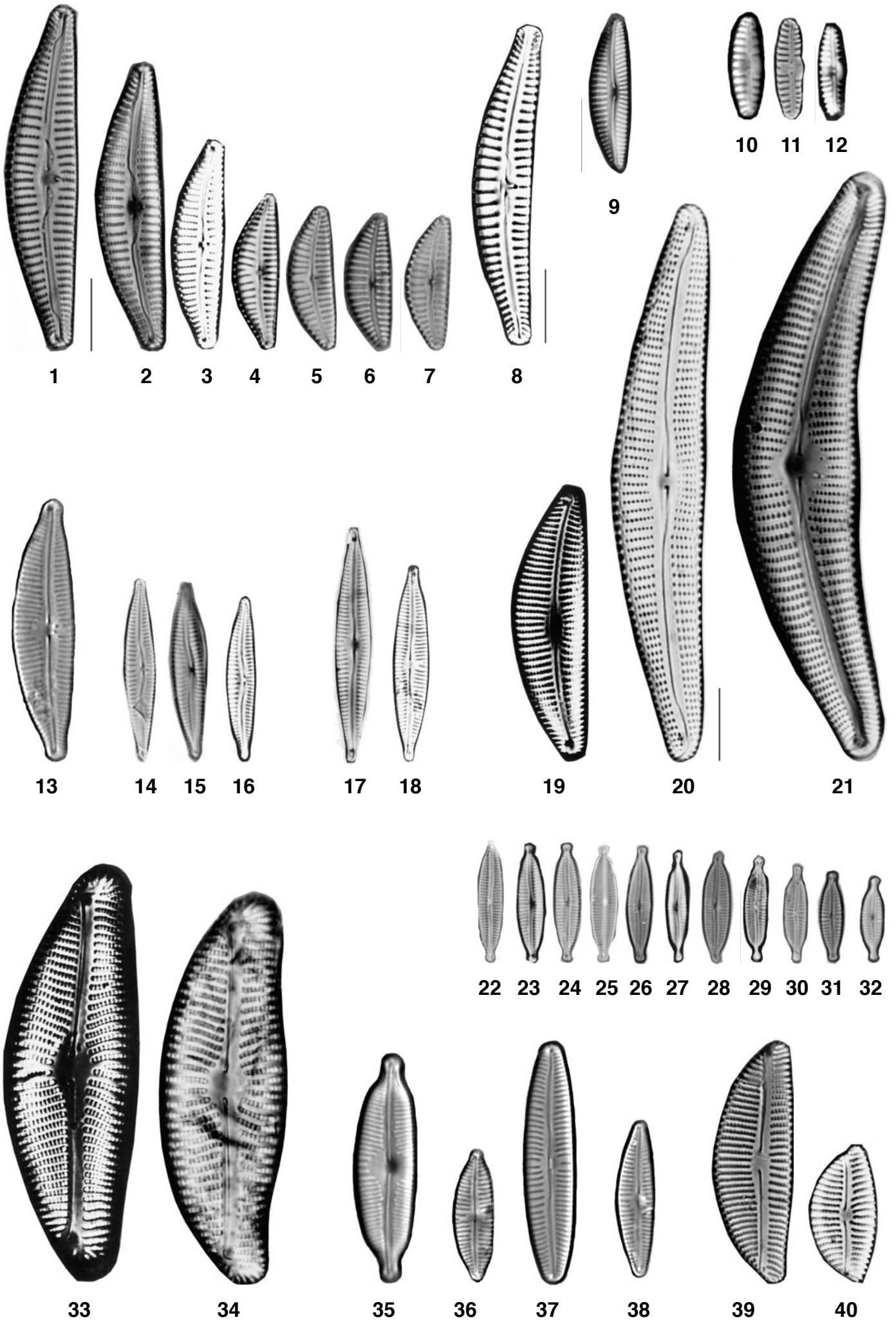
<i>Encyonopsis krammeri</i> REICHARDT	26326
<i>Encyonopsis minuta</i> KRAMMER et REICHARDT	16619
<i>Encyonopsis subminuta</i> KRAMMER et REICHARDT	26329

Alte Bezeichnungen

Fig. 1-8	<i>Cymbella affinis</i> KUETZING	6058	2	2
Fig. 10-12	<i>Cymbella sinuata</i> GREGORY	6065	3.5	1
Fig. 13	<i>Cymbella tumidula</i> var. <i>tumidula</i> GRUNOW	36042		
Fig. 14-16	<i>Cymbella delicatula</i> KUETZING	6315	1	4
Fig. 17-18	<i>Cymbella cesatii</i> (RABENHORST) GRUNOW	6183	1	1
Fig. 21	<i>Cymbella cistula</i> (EHRENBERG) KIRCHNER	6059	2	1
Fig. 22-32	<i>Cymbella microcephala</i> (Artengruppe) sensu KRAMMER & LANGE-B. 1986	6895	2	2
Fig. 33-34	<i>Cymbella prostrata</i> (BERKELEY) CLEVE	6040	4	1
Fig. 35	<i>Cymbella naviculiformis</i> AUERSWALD	6063	1	1
Fig. 37	<i>Cymbella subaequalis</i> GRUNOW	6150	1	2
Fig. 39-40	<i>Cymbella caespitosa</i> (KUETZING) BRUN	6891	3	1

Bildnachweis

Die Bilder der Figuren 10, 35-38 stammen von Lukas Taxböck, Aachwiesen 8, CH-8599 Salmsach.



Tafel 18: Fig. 1-37

Tafel 18	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-7	Encyonema silesiacum (BLEISCH) D.G. MANN 1)	6898	3	1
Fig. 8	Encyonema lange-bertalotii KRAMMER 1)	26301		
Fig. 9-13	Encyonema minutum (HILSE) D.G. MANN	26208	2.5	2
Fig. 14-21	Encyonema ventricosum (AGARDH) GRUNOW	26318	2.5	2
Fig. 22-23	Gomphonema dichotomum KUETZING	6423		
Fig. 24-26	Gomphonema capitatum EHRENBERG	100126		
Fig. 27-29	Gomphonema truncatum EHRENBERG	6188	3.5	1
Fig. 30-32	Gomphonema pala REICHARDT	100127		
Fig. 33-34	Gomphonema italicum KUETZING	100150		
Fig. 35-37	Gomphonema clava REICHARDT	100125		

Bemerkung

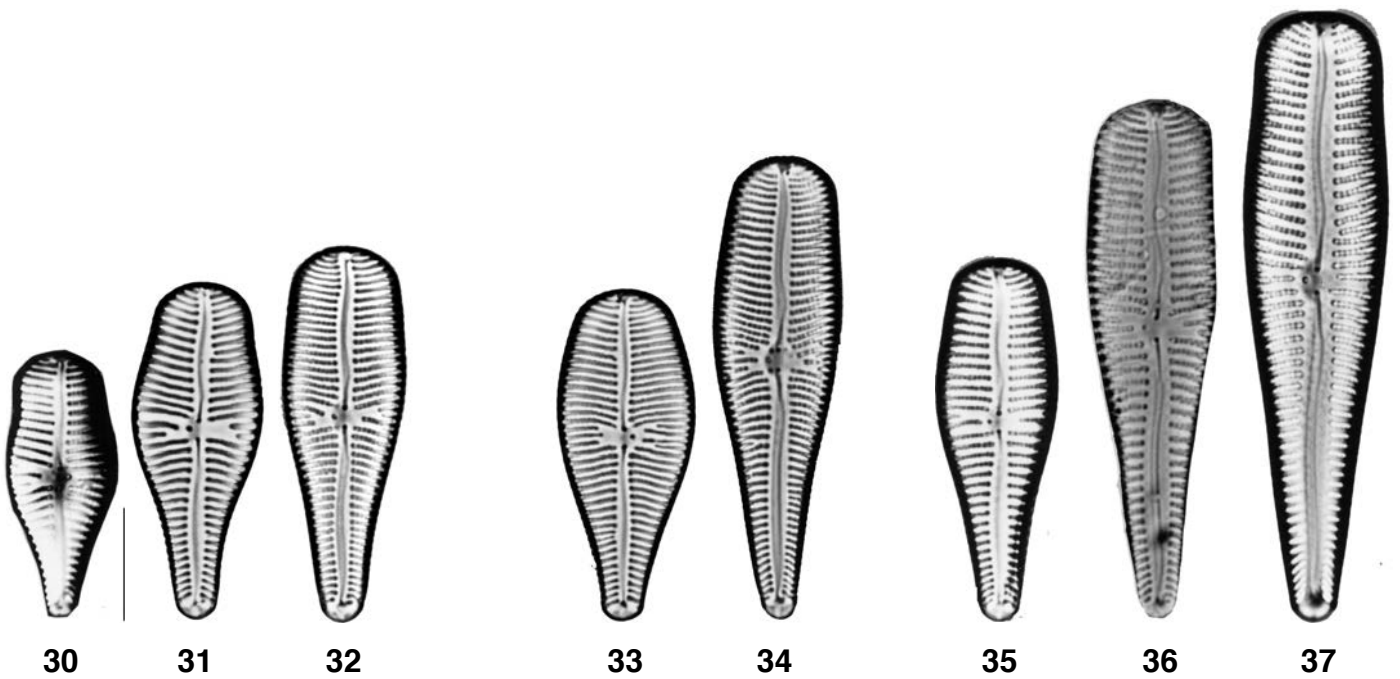
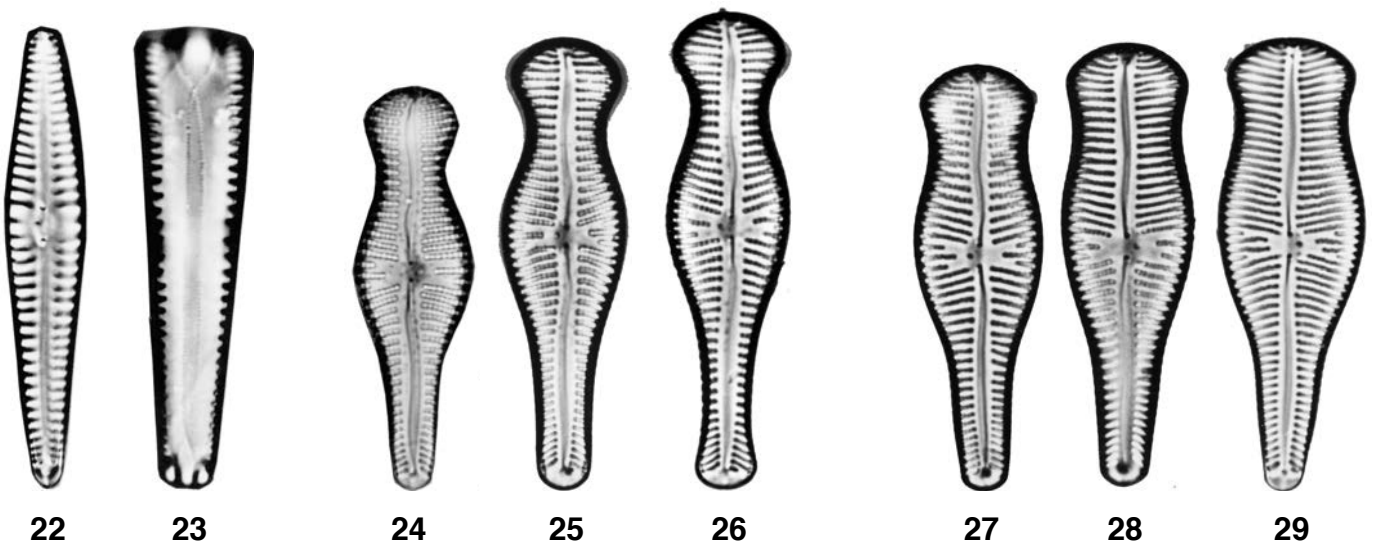
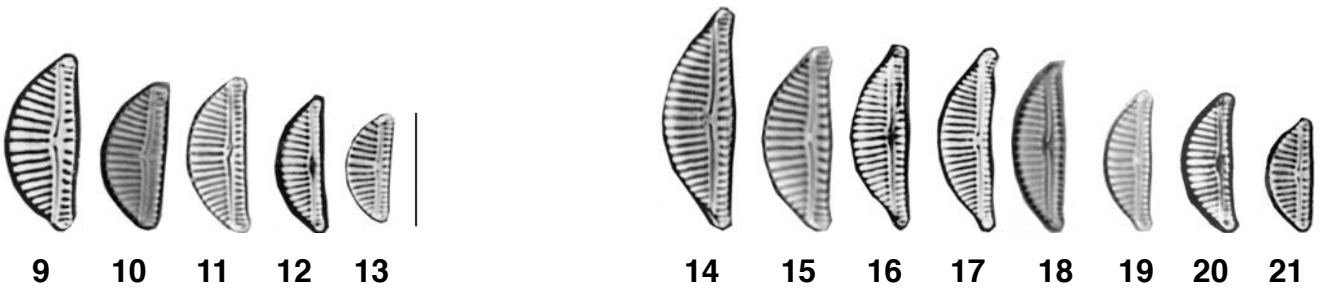
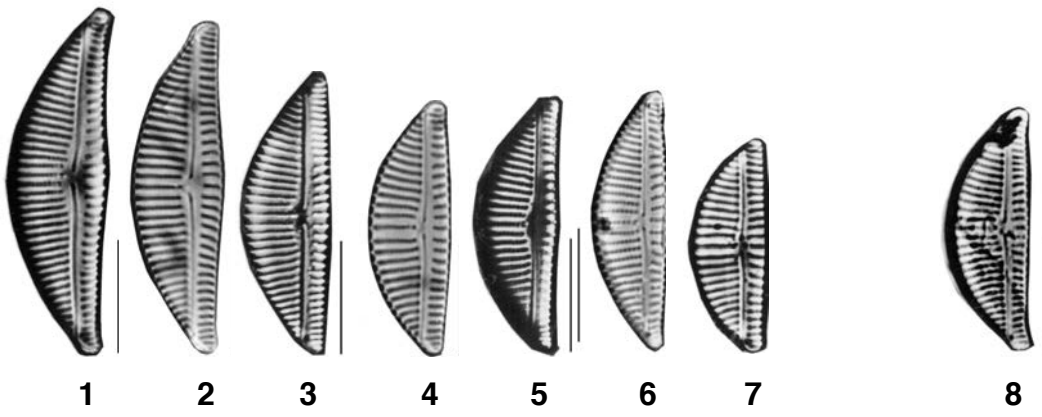
- 1) Früher wurden unter dem Sammeltaxon *Cymbella silesiaca* einige morphologisch sehr ähnliche Taxa zusammengefasst. Besonders *E. lange-bertalotii* dürfte vor allem in sauberen Gewässern verbreitet sein.

Alte Bezeichnungen

Fig. 1-8	<i>Cymbella silesiaca</i> BLEISCH	6898	3	1
Fig. 9-13	<i>Cymbella minuta</i> Artengruppe sensu lato	6909	2.5	2
Fig. 14-21	<i>Cymbella minuta</i> f. <i>semicircularis</i>	100013	2.5	2

Bildnachweis

Die Bilder der Figuren 25-29, 31-35 und 37 stammen von Erwin Reichardt, Bubenheim 136, D-91757 Treuchtlingen. Fig. 35 stammt aus Krka, Kroatien und Fig. 37 aus Afrika.



Tafel 19: Fig. 1-51

Tafel 19	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-6	Gomphonema olivaceum (HORNEMANN) BREBISSON	6867	3	0.5
Fig. 7-11	Gomphonema olivaceum var. Fusspol vorgezogen Arbeitsn. REICH. 2002 1)	100151	3	0.5
Fig. 12	Gomphonema olivaceolacuum (LANGE-B. et REICH) LANGE-B. et REICH.	26422		
Fig. 13-17	Gomphonema olivaceoides HUSTEDT	36275	1	8
Fig. 18-24	Gomphonema variostigmatum REICHARDT	100153	1	8
Fig. 25-28	Gomphonema parvulum var. parvulum f. parvulum (KUETZING) KUETZING	6158	8	4
Fig. 29-35	Gomphonema parvulum var. parvulum f. saprophilum LANGE-B. et REICH.	16535	8	4
Fig. 36-37	Gomphonema exilissimum (GRUNOW) LANGE-BERTALOT et REICHARDT	26425	3	1
Fig. 38-40	Gomphonema utae LANGE-BERTALOT et REICHARDT	6801		
Fig. 41-43	Gomphonema innocens REICHARDT	16873		
Fig. 44-46	Gomphonema sphenovortex LANGE-BERTALOT et REICHARDT	36231		
Fig. 47	Gomphonema subclavatum (GRUNOW) GRUNOW	26431		
Fig. 48	Gomphonema clavatum EHRENBERG	6217		
Fig. 49-51	Gomphonema lange-bertalotii REICHARDT	26415		

Erläuterungen zu den Arbeitsnamen

- 1) Dieses Taxon gehört in die Gruppe von:

Gomphonema olivaceum (HORNEMANN) BREBISSON

6867 3 0.5

Bestimmungsmerkmale

Lichtmikroskop: Kein Stigma, der Kopfpol ist breit gerundet und der Fusspol schmal, lang und etwas vorgezogen.

Rasterelektronenmikroskop: Areolen in Doppelreihen, Foramina punktförmig.

Ökologie: Die beiden Taxa G. olivaceum und G. olivaceum var. Fusspol vorgezogen lassen sich zur Zeit auf Grund ökologischer Variablen nicht auseinanderhalten. Möglicherweise handelt es sich um eine spezielle Wuchsform, bedingt durch unterschiedliche Umweltfaktoren (Temperatur, Leitfähigkeit, Toxizität, ...)

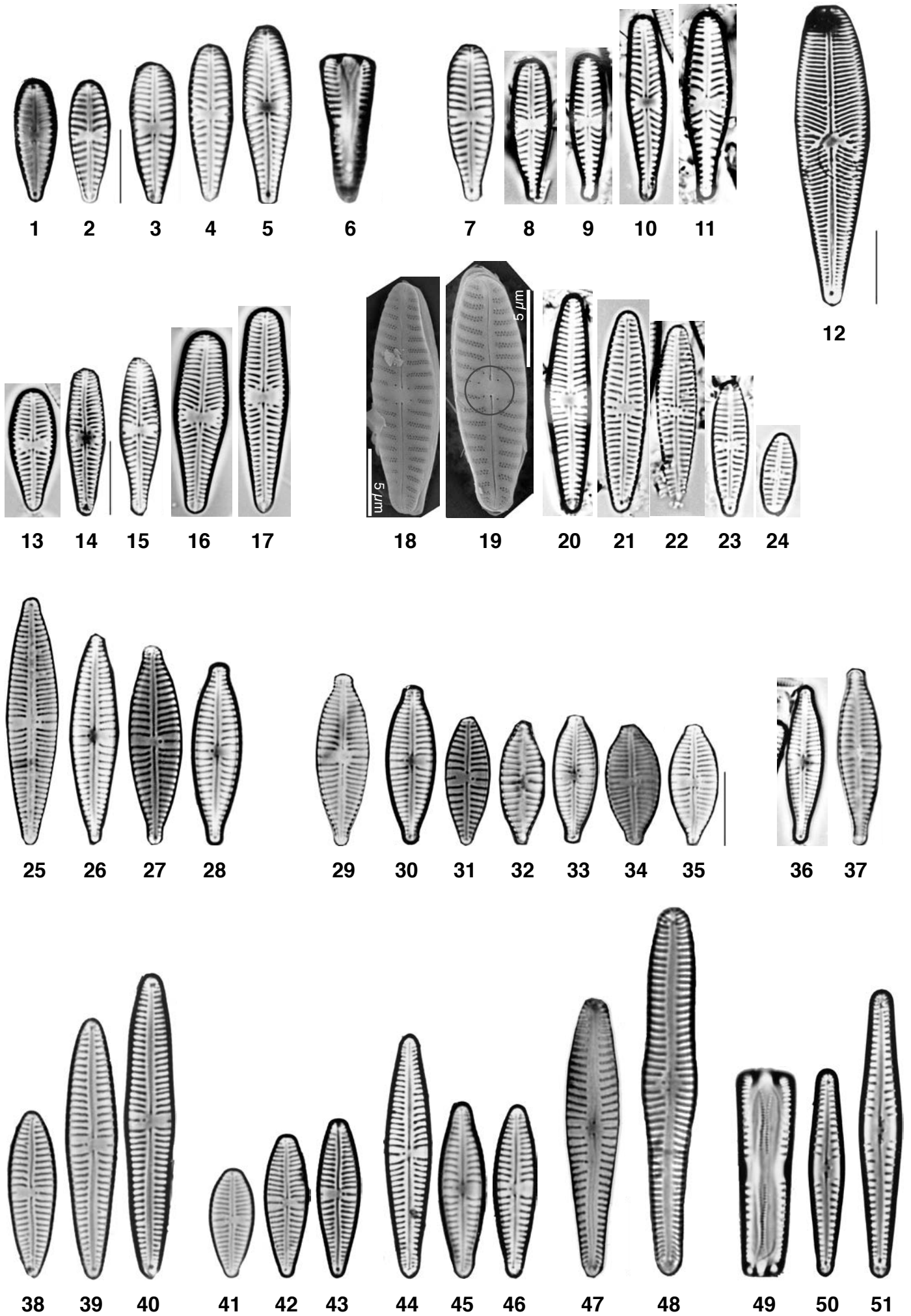
Alte Bezeichnungen

Fig. 12	Gomphonema olivaceum var. olivaceolacuum LANGE-B. et REICHARDT	6432		
Fig. 13-17	Gomphonema olivaceum var. olivaceoides (HUST.) LANGE-B. et REICH.	6431	1	8
Fig. 18-24	Gomphonema variostigmatum Arbeitsname REICHARDT	100153	1	8
Fig. 36-37	Gomphonema parvulum var. exilissimum GRUNOW	6433	3	1

Bildnachweis

Die Bilder der Figuren 8-11, 13, 16-24, 36 und 38-51 stammen von Erwin Reichardt, Bubenheim 136, D-91757 Treuchtlingen.

Das Bild der Figur 48 stammt von Lukas Taxböck, Achwiesen 8, CH-8599 Salmsach.



Tafel 20: Fig. 1-53

Tafel 20	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm, Fig. 54 = 1000x	DVNR	D	G
Fig. 1-3	<i>Gomphonema pumilum</i> var. <i>pumilum</i> (GRUNOW) LANGE-BERTALOT et REICHARDT 1)	6437	2	4
Fig. 4-8	<i>Gomphonema elegantissimum</i> REICHARDT et LANGE-BERTALOT	36276	2	4
Fig. 9-11	<i>Gomphonema pumilum</i> var. <i>rigidum</i> REICHARDT et LANGE-BERTALOT	26430	2	4
Fig. 12-19	<i>Gomphonema angustivalva</i> REICHARDT	26404	2	4
Fig. 20-26	<i>Gomphonema micropumilum</i> REICHARDT 2)	26420	2	4
Fig. 27-30	<i>Gomphonema pumiloide</i> -Kleinformen Arbeitsname E. REICHARDT 2002 3)	100147	2	4
Fig. 31-33	<i>Gomphonema minusculum</i> KRASSKE	16559	2	4
Fig. 34-36	<i>Gomphonema minutum</i> (J.G. AGARDH) J.G. AGARDH	6912	2.5	2
Fig. 37-40	<i>Gomphonema micropus</i> KUETZING	6428	3	1
Fig. 41-43	<i>Gomphonema cymbelliclinum</i> REICHARDT et LANGE-BERTALOT	16789	3	1
Fig. 44	<i>Gomphonema auritum</i> A. BRAUN	6419		
Fig. 45-50	<i>Gomphonema sarcophagus</i> GREGORY 4)	6438		
Fig. 51-52	<i>Gomphonema hebridense</i> GREGORY	6424		
Fig. 53	<i>Didymosphenia geminata</i> (LYNGBYE) M. SCHMIDT 5)	16209		

Bemerkungen

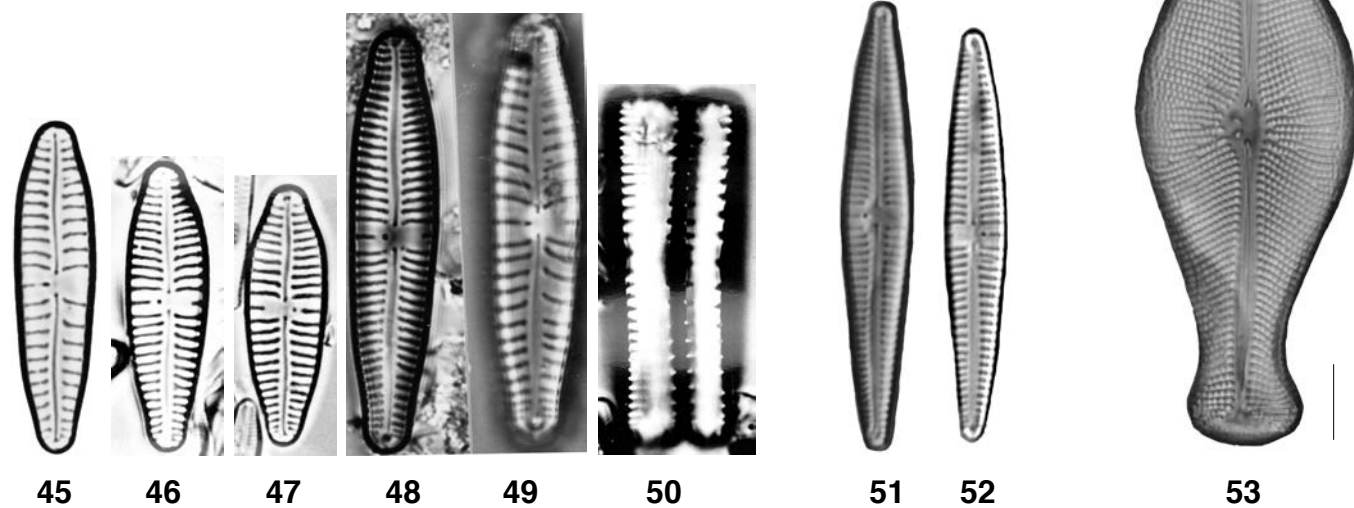
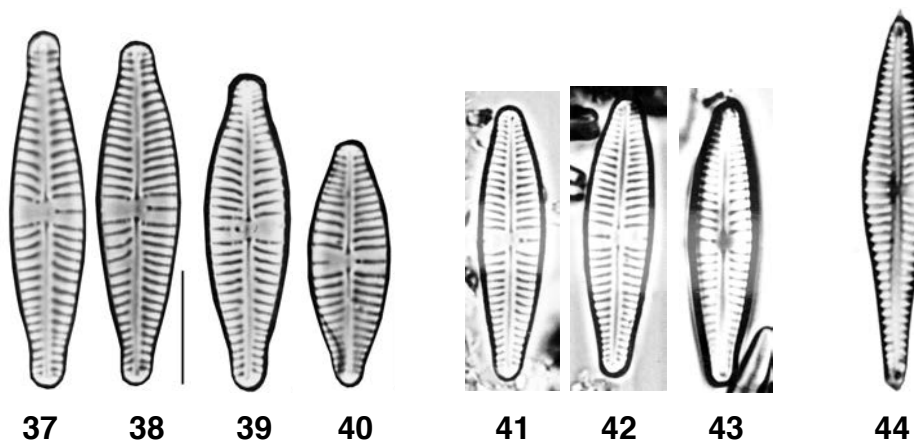
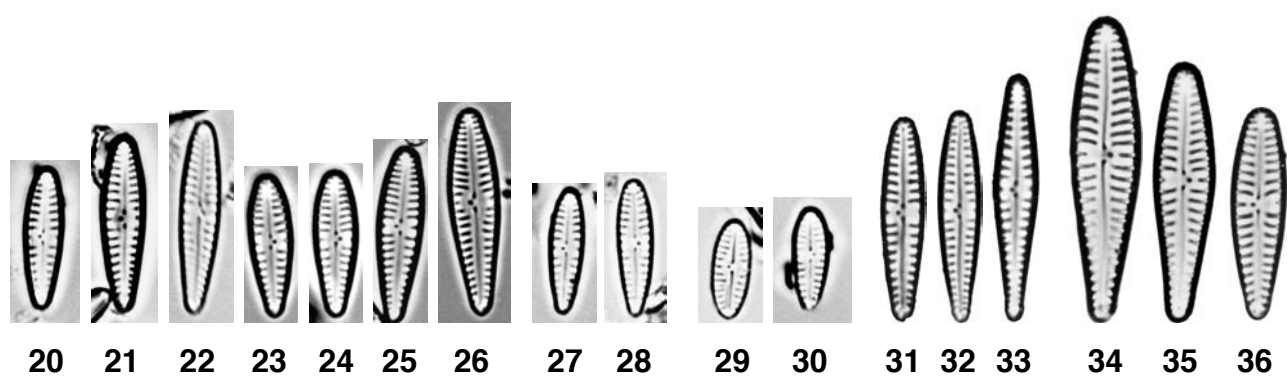
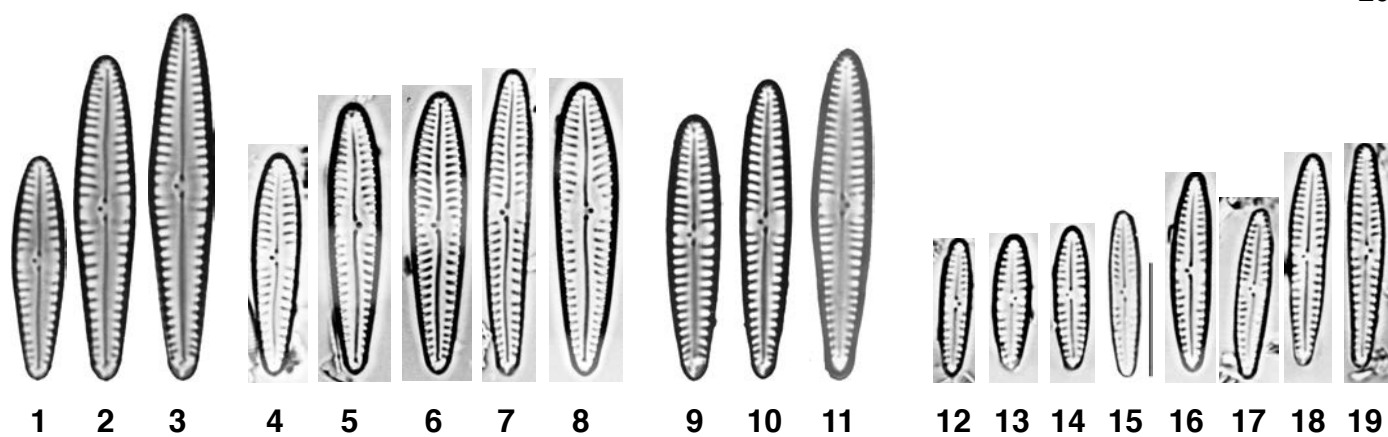
- 1) Fotos ab Typusmaterial.
- 2) Kleine Schalen wie Fig. 20, 23 und 24 könnten in die Gruppe der pumiloiden-Kleinformen gehören. 100147 2 4
- 3) Sammelgruppe für kleine Formen um die Gruppe von *Gomphonema pumilum*:
 Fig. 27 und 28: Eventuell kleine Schalen von *Gomphonema angustivalva* REICHARDT 26404 2 4
 Fig. 29 und 30: Eventuell kleine Schalen von *Gomphonema spec.* winzig Arbeitsname E. REICHARDT 2002 100146 2 4
- 4) Januszellenbildung, d.h. eine Schale feiner gestreift als die andere: Siehe dazu die Fig. 50 (Gürtelband) sowie Fig. 48-49 (beide Schalen desselben Individuums).
- 5) Vielfach wird *Didymosphenia geminata* als Neophyt betrachtet, so auch in der Schweiz. Die Art wurde jedoch bereits Anfangs des 20. Jahrhunderts von F. Meister an verschiedenen Standorten der Schweiz beobachtet. Ähnliche Berichte stammen auch aus Grossbritannien. Auf Probleme weisen Bericht von Massenvorkommen von *D. geminata*, die vor allem aus Neuseeland stammen. Dort kann die Art enorme Biomassen bilden und ganze Gewässersysteme empfindlich stören. Dieses Phänomen führte in den betroffenen Ländern zu strengen Richtlinien betreffend Desinfektion von Booten oder Stiefeln. Daher wird die Art auch in der Schweiz kritisch beobachtet. Bis anhin erreichte die Art selten relative Häufigkeiten von mehr als 1 %.

Alte Bezeichnungen

Fig. 4-8	<i>Gomphonema pumilum</i> var. <i>elegans</i> REICHARDT et LANGE-BERTALOT	29429	2	4
----------	---	-------	---	---

Bildnachweis

Die Bilder der Figuren 1-43 und 45-50 stammen von Erwin Reichardt, Bubenheim 136, D-91757 Treuchtlingen.



Tafel 21: Fig. 1-35

Tafel 21	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-12	Gomphonema lateripunctatum REICHARDT et LANGE-BERTALOT 1)	6427	1	2
Fig. 13-15	Gomphonema acuminatum sensu lato 2)	6080		
Fig. 16-23	Gomphonema tergestinum (GRUNOW) M. SCHMIDT 3)	6897	3	2
Fig. 24-26	Gomphonema angustum J.G. AGARDH	6819	1	4
Fig. 27-29	Gomphonema occultum REICHARDT et LANGE-BERTALOT	6429	1	1
Fig. 30-32	Gomphonema bavaricum REICHARDT et LANGE-BERTALOT	6420		
Fig. 33-35	Gomphonema vibrio EHRENBERG	6442		

Bemerkung

1) Streifen am Kopfpol charakteristisch nach unten gezogen (= 'Kappe', siehe Fig. 4).

2) Dieses Taxon stellt einen Artenkomplex dar. Es sind heute:

Fig. 13: Gomphonema angusticephalum REICHARDT et LANGE-BERTALOT 16883

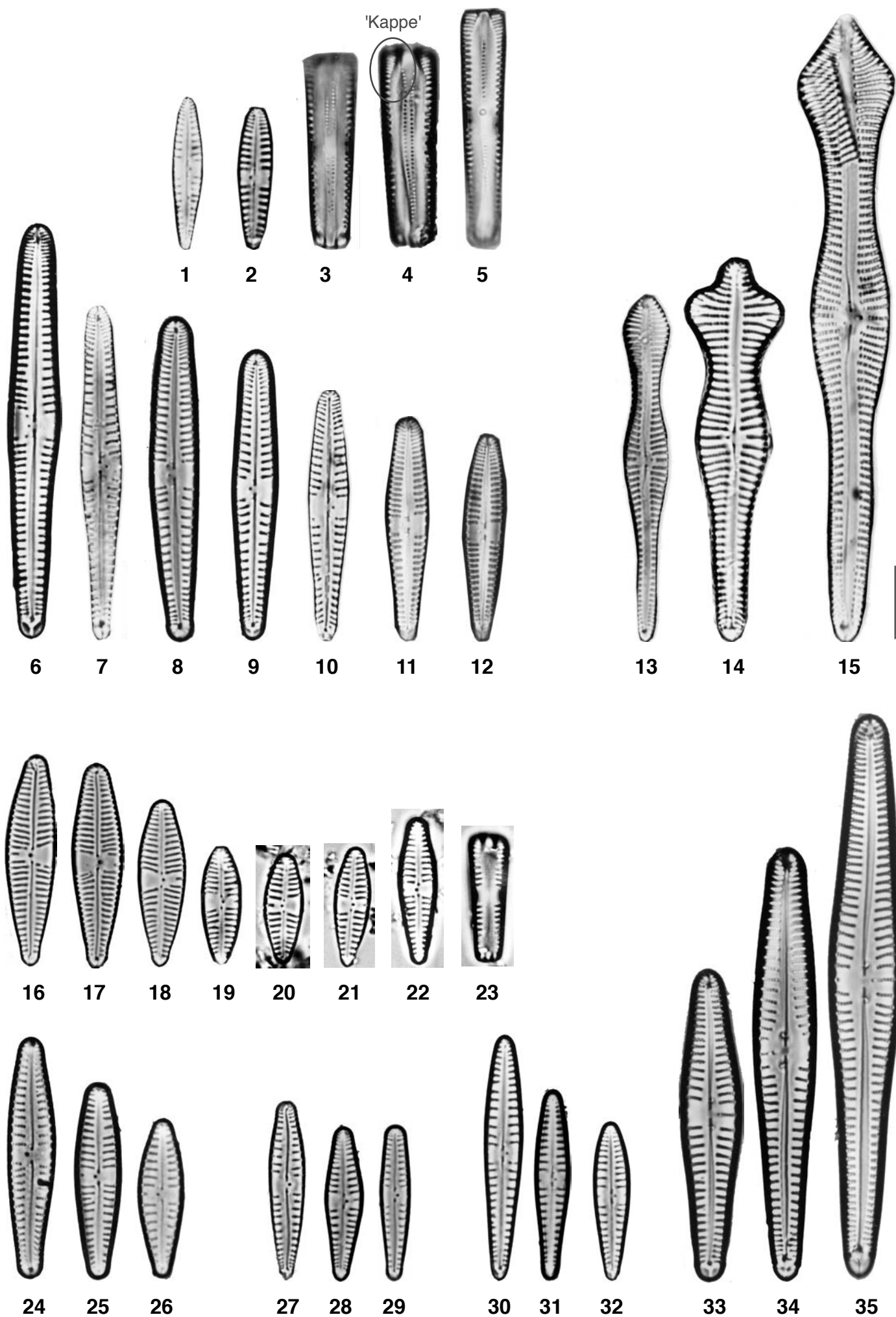
Fig. 14: Gomphonema acuminatum EHRENBERG 6080

Fig. 15: Gomphonema brebissonii KUETZING 26406

3) Früher wurde bei Zählungen für den DI-CH zusätzlich das Taxon Gomphonema nicht tergestinum Arbeitsname REICHARDT 2002 unterschieden. Untersuchungen über die ökologischen Präferenzen beider Taxa lassen jedoch keinen Unterschied erkennen. Daher wird nur noch Gomphonema tergestinum aufgeführt. Eine deutlich grössere Form namens Gomphonema supertergestinum REICHARDT (Breite > 7 µm) wurde 2009 beschrieben. Sehr wahrscheinlich ist dieses Taxa schon länger bekannt, wurde aber immer G. tergestinum zugeordnet.

Bildnachweis

Die Bilder der Figuren 4, 6, 8-9, 16-25 und 27-35 stammen von Erwin Reichardt, Bubenheim 136, D-91757 Treuchtlingen.

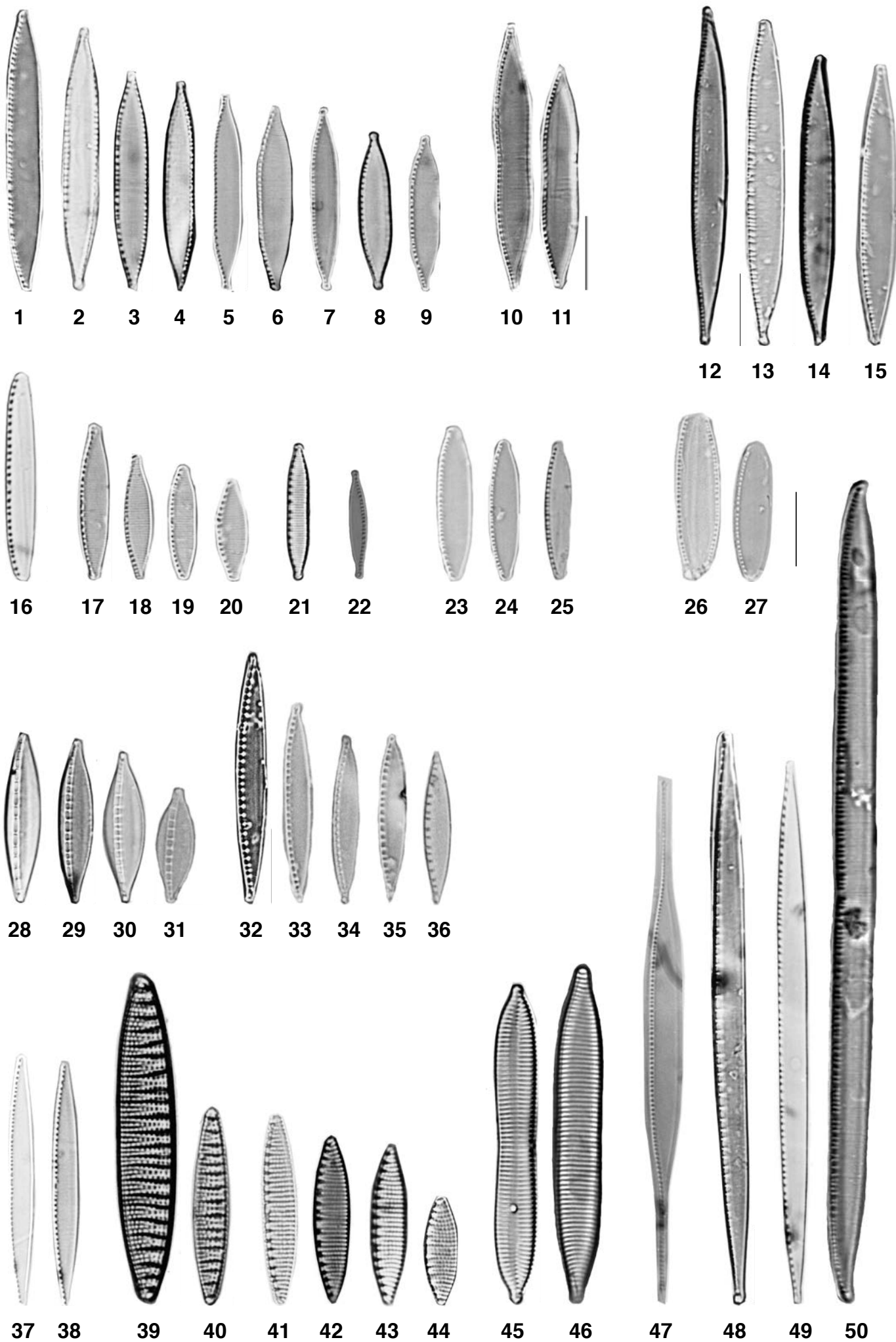


Tafel 22: Fig. 1-50

Tafel 22	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-9	Nitzschia palea (KUETZING) W.SMITH	6011	8	1
Fig. 10-11	Nitzschia capitellata HUSTEDT	6964	7.5	4
Fig. 12-15	Nitzschia pura HUSTEDT	6918	1.5	4
Fig. 16	Nitzschia communis RABENHORST	6194	8	1
Fig. 17-20	Nitzschia fonticola GRUNOW	6025	3.5	1
Fig. 21	Nitzschia perminuta (GRUNOW) M.PERAGALLO	6605	3.5	1
Fig. 22	Nitzschia lacuum LANGE-BERTALOT	6597	4	1
Fig. 23-25	Nitzschia pusilla GRUNOW	6925	5	1
Fig. 26-27	Nitzschia ovalis ARNOTT	6602		
Fig. 28-31	Nitzschia dissipata (KUETZING) GRUNOW	6008	3.5	1
Fig. 32-36	Nitzschia sociabilis HUSTEDT	6961	3.5	2
Fig. 37-38	Nitzschia paleacea GRUNOW	6199	7	1
Fig. 39-40	Denticula kuetzingii GRUNOW	6340	1	2
Fig. 41-44	Nitzschia amphibia GRUNOW	6039	7	8
Fig. 45	Nitzschia constricta (KUETZING) RALFS	6242	5	1
Fig. 46	Nitzschia angustata (W. SMITH) GRUNOW	6991		
Fig. 47	Nitzschia acicularis (KUETZING) W.SMITH	6023	7	4
Fig. 48	Nitzschia recta HANTZSCH	6029	3.5	2
Fig. 49	Nitzschia intermedia HANTZSCH	6857	4	1
Fig. 50	Nitzschia linearis (J.G.AGARDH) W.SMITH	6024	4.5	1

Bildnachweis

Die Bilder der Figuren 46, 50 stammen von Lukas Taxböck, Achwiesen 8, CH-8599 Salmsach.



Tafel 23: Fig. 1-20

Tafel 23	Vergrößerung 1500x, Strich = 10 µm	DVNR	D	G
Fig. 1-5	<i>Denticula tenuis</i> KUETZING	6068	1	4
Fig. 6-7	<i>Simonsenia delognei</i> (GRUNOW) LANGE-BERTALOT	6225	5	1
Fig. 8	<i>Surirella angusta</i> KUETZING	6133	4.5	1
Fig. 9	<i>Surirella pinnata</i> W.SMITH 1)	100252		
Fig. 10-11	<i>Surirella brebissonii</i> var. <i>brebissonii</i> KRAMMER et LANGE-BERTALOT 2)	6693	4.5	2
Fig. 12-14	<i>Surirella neglecta</i> REICHARDT 2)	100251	4.5	2
Fig. 15	<i>Hantzschia amphioxys</i> (EHRENBERG) GRUNOW 3)	6084	5	1
Fig. 16-17	<i>Epithemia adnata</i> (KUETZING) BREBISSEON	6212	2.5	1
Fig. 18-19	<i>Epithemia turgida</i> (EHRENBERG) KUETZING	6353		
Fig. 20	<i>Rhopalodia gibba</i> (EHRENBERG) O. MUELLER	6677		

1) *Surirella pinnata* und *Surirella minuta* wurden bis anhin unter dem Namen *S. minuta* geführt. Neuere Untersuchungen schlagen vor, dass die beiden Taxa doch unabhängig sind, und die schlankere *S. pinnata* sollte als eigenständiges Taxon geführt werden.

2) Bis anhin wurde *Surirella brebissonii* in zwei Varietäten differenziert: *S. brebissonii* var. *brebissonii* und *S. brebissonii* var. *kuetzingii*. Schmale und fein strukturierte Formen, die bis anhin *S. brebissonii* var. *kuetzingii* zugeordnet wurden, werden neu als *S. neglecta* bezeichnet. Daher werden auch die D- und G-Werte von *S. brebissonii* var. *kuetzingii* übernommen.
Fast zeitgleich zum Beschrieb von *S. neglecta* wurde aus den USA mit *S. lacrimula* ein Taxon beschrieben, welches lichtmikroskopisch sehr grosse Ähnlichkeiten mit *S. neglecta* aufweist. Zur Zeit ist unklar, ob es sich um die gleichen Taxa handelt.

3) Beim abgebildeten Taxon handelt es sich um ein Sammeltaxon. Nach den Angaben in der Literatur ist *H. amphioxys* das häufigste Taxa des Komplexes.

Hantzschia abundans LANGE-BERTALOT 16264

Hantzschia amphioxys (EHRENBERG) GRUNOW 6084

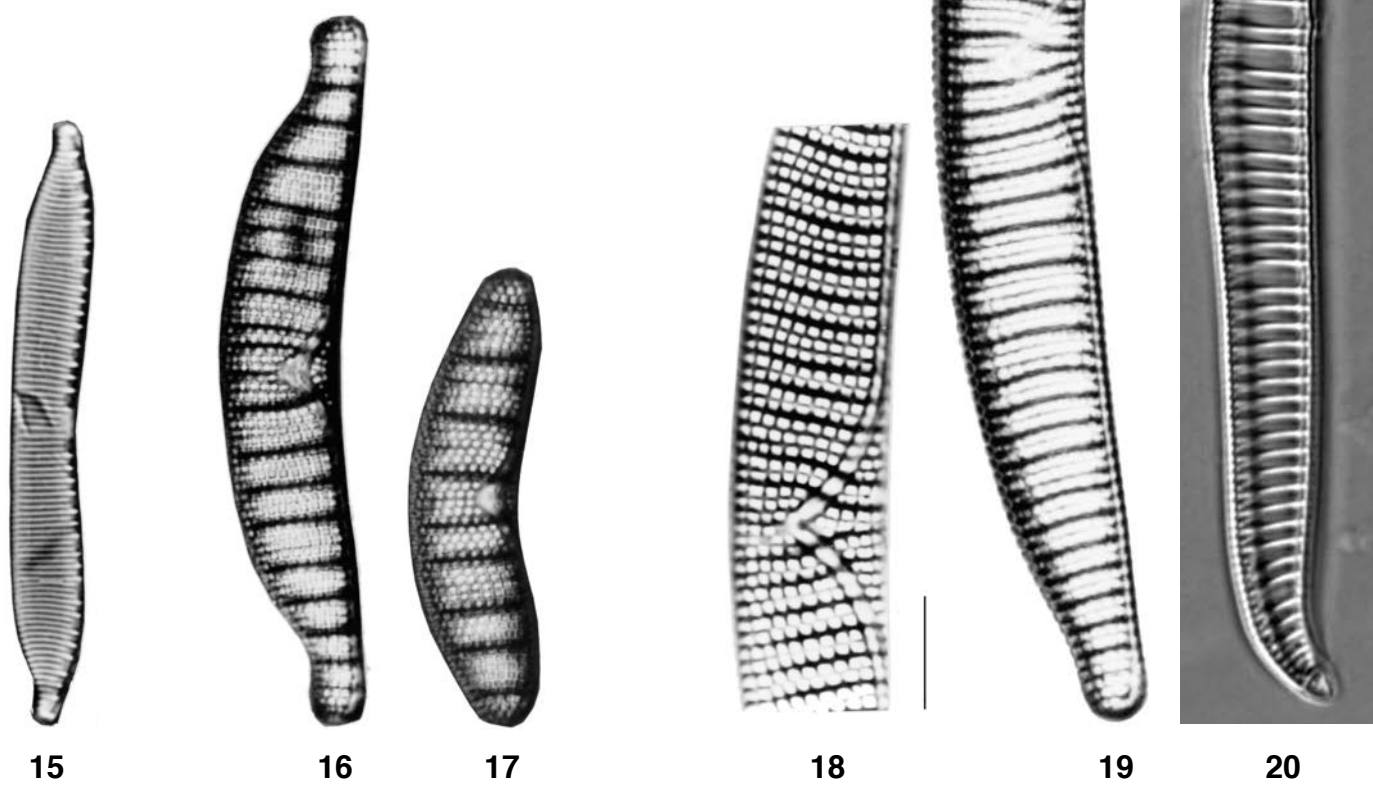
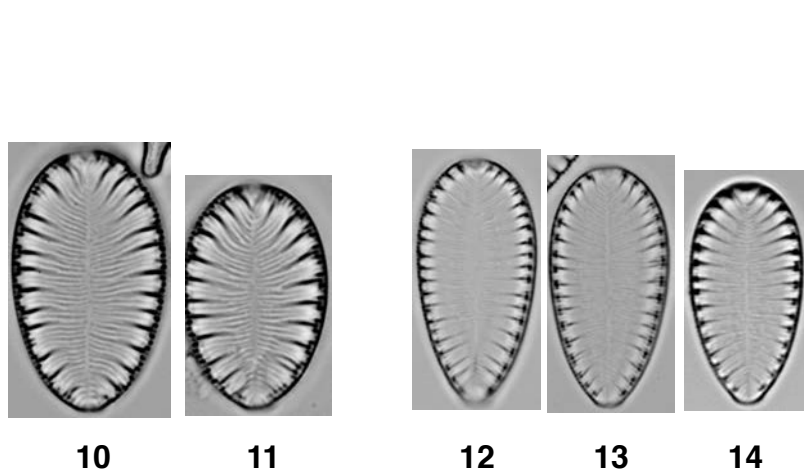
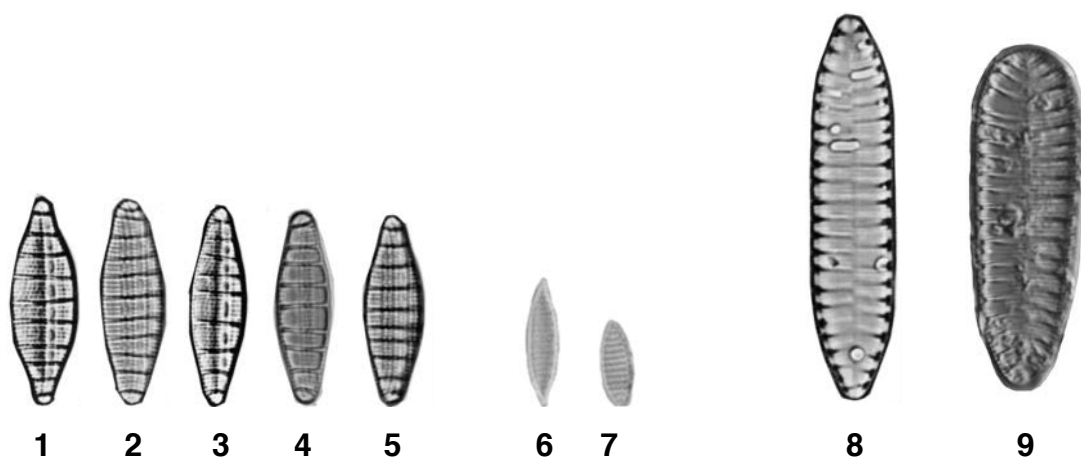
Hantzschia calcifuga REICHARDT et LANGE-BERTALOT 26441

Hantzschia vivacior LANGE-BERTALOT (= Fig. 12 ?) 100191

Bildnachweis

Die Bilder der Figuren 10-14 stammen von Erwin Reichardt, Bubenheim 136, D-91757 Treuchtlingen.

Das Bild der Figur 20 stammt von Lukas Taxböck, Achwiesen 8, CH-8599 Salmsach.



A3 Zählprotokollvorlage

[illegible]

A4 Präparationsverfahren

Mit der **Präparation** wird die Kieselalgenprobe von organischem Material (Zellinhalt der Kieselalgen, andere Organismen, Detritus) befreit sowie entkalkt. In der präparierten Probe sollten möglichst nur noch siliziumhaltige Strukturen, also Kieselalgenschalen oder Bruchstücke davon sowie andere Siliziumverbindungen vorliegen. Eine Teilmenge dieser Probe wird darauf in ein Kunstharz (üblicherweise Naphrax) eingebettet, so dass die Kieselalgen bestimmt und gezählt werden können. Da bei der Mikroskopie mit starker Vergrößerung gearbeitet wird, muss zur Bestimmung und Zählung der Kieselalgen folgendes beachtet werden:

- > Gute Qualität der Aufbereitung (hoher Reinheitsgrad mit wenig Kristallen und Detritus),
- > sorgfältige Einbettung in das Kunstharz (keine Luftblasen, Schalen vollständig mit Einbettmittel gefüllt),
- > geeignete Verdünnung der Kieselalgenschalen (keine überlagernde Kieselalgenschalen),
- > homogene Verteilung der Schalen (keine Klumpungen).

Zur Präparation von Kieselalgenproben sind verschiedenste Verfahren entwickelt worden. Sie werden in Krammer & Lange-Bertalot (1986) beschrieben, wobei alle Präparationsverfahren – mit Ausnahme des einfachen Glühens – grundsätzlich dieselben Arbeitsschritte benötigen, welche aber je nach Verfahren nicht genau in der nachfolgend beschriebenen Reihenfolge durchgeführt werden:

1. Entfernung von grösseren Bestandteilen,
2. Entkalken mittels Salzsäure,
3. Entfernung organischer Bestandteile mittels Hitze und/oder Oxidation,
4. Waschen, Neutralisieren
5. Einbetten in Kunstharz (Naphrax) zu Dauerpräparaten,
6. Konservierung der präparierten Proben,
7. Beschriftung und Archivierung der präparierten Proben und der Dauerpräparate.

Als Präparationsverfahren kommen für die Aufbereitung von Aufwuchsproben grundsätzlich das Glühen (Hitze), das Veraschen im Muffelofen kombiniert mit Wasserstoffperoxid und die Heissoxidation mit z. B. Schwefelsäure in Frage. In den nachfolgenden Anhängen A4.1, A4.2 und A4.3 sind diese drei Präparationsverfahren als Laboranleitungen detailliert beschrieben.

- Zu 1: Das **Trennen** des Kieselalgenaufwuchses von grösseren Bestandteilen wie Moos, Laubteile, Steinchen, grössere Wirbellose und anderen Gegenständen erfolgt am besten mit Hilfe eines normalen kleinen Milchsiebes (Metall oder Kunststoff) und durch Auslesen von Hand.
- Zu 2: Die **Entkalkung** mittels Salzsäure sollte immer durchgeführt werden, da die Einzugsgebiete der Schweizer Fliessgewässer in den meisten Fällen kalkhaltiges Gestein aufweisen. Der Salzsäureschritt muss zwingend vor dem Oxidieren mit Schwefelsäure erfolgen, da sich sonst Gipsausfällungen ergeben können.
- Zu 3: Die **Entfernung organischer Bestandteile** kann mit verschiedenen Vorgehensweisen und Chemikalien erreicht werden:
- a) Glühen (nur Hitze),
 - b) Veraschen im Muffelofen kombiniert mit Heissoxidation (z. B. Wasserstoffperoxid),
 - c) Heissoxidation (z. B. Schwefelsäure, Kaliumnitrat).

- Zu 3a.): Das **Reinigen durch reines Glühen** auf einer Kochplatte, einem Bunsenbrenner oder in einem Muffelofen ist sehr einfach und schnell und sollte in Verbindung mit einem der beiden nachfolgenden Verfahren angewandt werden. **Es empfiehlt sich aber nicht, dieses Verfahren als einzige Präparationstechnik anzuwenden.** Ein grosser Vorteil der Glühmethode liegt darin, dass die Kieselalgenschalen nicht getrennt und Kolonien nicht zerstört werden. Dies kann beim Bestimmen von Gattungen mit unterschiedlich gebauten Schalenhälften (*Achnanthes*, *Cocconeis*) sehr hilfreich sein. Als Nachteile sind aber die relativ schlechte Reinigung der Schalen (blosses Veraschen, Verkohlen), die fehlende Entkalkung sowie die normalerweise inhomogene Verteilung im Präparat (Klumpungen) zu erwähnen. Die Konsequenz daraus ist, dass bei Glühpräparaten die Anzahl der zu zählenden Schalen deutlich grösser sein müsste als bei den anderen zwei Verfahren um dieselbe Aussagekraft zu erlangen. Ausserdem können normalerweise keine guten mikroskopischen Fotoaufnahmen von Kieselalgen gemacht werden.
- Zu 3b.): Das **Veraschen im Muffelofen kombiniert mit Heissoxidation** (Wasserstoffperoxid) ist eine gute und schonende Präparationstechnik, **welche wir als Standardmethode empfehlen.** Die Qualität der Aufbereitung ist im Normalfall sehr gut, wobei im Vergleich zur klassischen Heissoxidation mittels Schwefelsäure die beiden Kieselalgenschalenhälften eher zusammenbleiben. Bei dieser Aufbereitung muss darauf geachtet werden, dass die Temperatur im Muffelofen nicht über 500 °C ansteigt, da sich sonst die Kieselalgenschalen deformieren können.
- Zu 3c.): Die **Heissoxidation** mittels Schwefelsäure oder Salpetersäure und anschliessender Endoxidation mit z. B. Kaliumnitrat ist ein sehr wirkungsvolles Verfahren, so dass die Reinigung der Proben für lichtmikroskopische Zwecke sehr gut ist. Die Säuren lösen aber auch die Diatopiein-Hüllmembran der Zelle auf und wirken korrodierend auf die Kieselsäurestrukturen der Zellwand. Diese Korrosion der Schalenoberfläche ist bei rasterelektronenmikroskopischen Betrachtungen, insbesondere bei stärkerer Vergrösserung, erkennbar und damit störend. Zudem werden sehr dünne Siebmembranen und andere feine Strukturen gänzlich zerstört.
- Zu 4: Das **Waschen der präparierten Probe** vor dem Einbetten ist zwingend und kann grundsätzlich mittels Dekantieren, Zentrifugieren oder Filtrieren erreicht werden. Alle drei Verfahren sind geeignet und können je nach vorhandener Laboreinrichtung gewählt werden. Während das **Dekantieren** zur Absetzung der Partikel in der Probe relativ viel Wartezeit benötigt, sind das Zentrifugieren und das Filtrieren schnelle Trennverfahren. Bei der **Zentrifugation** darf die Zahl der Umdrehungen pro Minute nicht zu hoch sein, da sonst insbesondere die langen *Fragilaria*-Schalen zerbrechen. Es empfiehlt sich, die Probe mit ca. 1'000 Umdrehungen während rund 5 Minuten rotieren zu lassen und den Vorgang mindestens dreimal zu wiederholen. Die **Filtration** erfolgt mittels säurebeständigen Teflonfiltern. Diese Filter erlauben ein schnelles Trennen und Waschen der Probe. Bei der Filtration kann das präparierte Material zusätzlich mit Geschirrseife gewaschen werden. Das Waschen mit Geschirrseife bewirkt weniger Klumpungen von Kieselalgen im Dauerpräparat.
- Zu 5: Das **Einbetten der präparierten Probe in ein Kunstharz** (Naphrax) ist einfach und mit etwas Übung problemlos durchzuführen. Es empfiehlt sich, pro präparierte Probe mindestens drei Präparate unterschiedlicher Verdünnung anzufertigen. Damit kann für die Bestimmung und Zählung der Kieselalgen das beste Präparat ausgewählt werden.

-
- Zu 6: Die präparierte Probe sollte als Trockenprobe oder flüssig **konserviert** (Endlösung maximal 4 %, z. B. neutralisiertes Formaldehyd, Lugol) aufbewahrt werden, damit davon zu einem späteren Zeitpunkt erneut Präparate angefertigt oder falls notwendig (z. B. zur Bestimmung) rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen gemacht werden können. Es empfiehlt sich aber, die präparierte Probe erst zu konservieren, wenn gebrauchsfähige Präparate vorliegen. Die Trockenprobe erhält man, indem der wässrige Überstand der genügend lang abgesetzten Probe wegpipetiert und der Rest der Algensuspension im Trockenschrank bei 40 bis 50 °C getrocknet wird.
- Zu 7: Für die **Archivierung und Beschriftung** der Rohprobe (sofern nicht alles verbraucht), der präparierten Probe sowie der Präparate sind Etiketten anzufertigen, welche mindestens den Gewässernamen, die Lokalität, die Probenahmenummer, das Probenahmedatum, das Substrat und wenn vorhanden eine eindeutige Laufnummer beinhalten. Für die Ablage der Präparate sind verschiedene Systeme erhältlich. Bei wenigen Präparaten sind Präparatekistchen geeignet, bei grosser Anzahl von Präparaten empfiehlt sich ein professionelleres Ablagesystem (z. B. Schränke, Korpus mit Schubladen).

A4-1 Reinigen durch Glühen**Anleitung gemäss Krammer & Lange-Bertalot (1986)**Geräte und Material

Bunsenbrenner
 Dreibein mit Keramikplatte
 Objektträger (Glas, für Mikroskopie)
 Deckgläser (Glas, rund, 20 mm Durchmesser)
 Pipetten
 Pinzetten (flach und spitzig)
 Becherglas

Chemikalien

Naphrax als Einbettmittel (in Toluol gelöst)
 Entionisiertes Wasser
 HCl
 Formaldehydlösung (37%, neutralisiert)

Sicherheitsmassnahmen

Labor-Kapelle, Abzug oder im Freien

Laboranweisung

Sofern die Aufwuchsprobe Moosblättchen, kleine Steinchen, Laub oder andere grössere Partikel enthält, sollte die Probe zu Beginn, nachdem sie gut aufgeschüttelt wurde, mit einem Milchsieb grob filtriert werden. Der Rückstand im Sieb kann verworfen werden.

Auf der Keramikplatte werden die runden Deckgläschen in regelmässigem Abstand (nicht zu nahe) platziert. Darauf gibt man rund 0.5 ml Probenmaterial, allenfalls mit entionisiertem Wasser verdünnt. Anschliessend wird der Tropfen mit geringer Hitze zum Verdunsten gebracht.

Nach dem Eintrocknen des Materials kann die Hitze soweit erhöht werden, dass sich die Deckgläser nicht verbiegen, der organische Gehalt der Probe aber verkohlt. Der Glühvorgang ist beendet, wenn das Probematerial auf dem Deckglas eine gräuliche bis weisse Farbe angenommen hat.

Als mögliche Variante kann dann das Deckglas mit einer Pinzette in entionisiertem Wasser zur Entfernung von Asche getaucht werden (zur Entkalkung allenfalls noch etwas HCl zugeben). Da die Kieselalgen durch die Hitze mit dem Deckglas versintert sind, sollte der Materialverlust minimal sein. Falls mit HCl gewaschen wurde, dann nochmals in reinem entionisiertem Wasser spülen.

Anschliessend kann das Präparat (Deckglas) mittels Naphrax auf einem Objektträger eingebettet werden. Es empfiehlt sich, mehrere Präparate mit unterschiedlichen Verdünnungen anzusetzen.

Zum Einbetten der Diatomeen wird ein Tropfen Naphrax auf einen Objektträger gegeben, dieser kurz erhitzt (Blasenbildung, Toluol entweicht), das Deckglas mit den Kieselalgen nach unten auf den Tropfen Naphrax gelegt und der Objektträger auf eine kühle Unterlage gelegt. Mit einer Flachpinzette wird nun das Deckglas sorgfältig angedrückt, so dass sich das noch flüssige Naphrax luftblasenfrei unter dem Deckglas verteilt. Anschliessend das Präparat mit einer Etikette beschriften und vor Gebrauch genügend lang (12 Stunden) Abkühlen lassen. Das Naphrax muss vollständig hart sein.

Das restliche Rohmaterial kann nun – falls im Feld nicht bereits geschehen – mit Formaldehyd (4 % Endlösung) konserviert werden.

A4-2 Veraschen mittels Muffelofen kombiniert mit Heissoxidation (Wasserstoffperoxid) und Dekantieren

Anleitung gemäss AWEL Zürich, Standard-Arbeitsanweisung Labor, Nr. LI 600/1

Geräte und Material

Porzellantiegel (45 ml)
Nesslerzylinder (100 ml) mit Gestell
Trockenschrank
Muffelofen
Wasserbad
Reagenzgläser mit Gestell
Heizplatte
Objektträger (Glas, für Mikroskopie)
Deckgläser (Glas, rund, 20 mm Durchmesser)
Snap-cap-Gläschen (10 ml)
Handschuhe
Labormantel
Schutzbrille
Pinzetten (flach und spitzig)

Chemikalien

Formaldehydlösung (37 %, neutralisiert)
Salzsäure (32 %)
Wasserstoffperoxid (30 %, stabilisiert)
Naphrax als Einbettmittel (in Toluol gelöst)
Entionisiertes Wasser

Sicherheitsmassnahmen

Labor-Kapelle, Abzug
Labormantel tragen
Handschuhe tragen
Brille tragen
Augenwaschwasser griffbereit

Laboranweisung

Sofern die Aufwuchsprobe Moosblättchen, kleine Steinchen, Laub oder andere grössere Partikel enthält, sollte die Probe zu Beginn, nachdem sie gut aufgeschüttelt wurde, mit einem Küchensieb grob filtriert werden. Der Rückstand im Sieb kann verworfen werden. Anschliessend das im Probenahmegefäss genügend lang abgesetzte Material dekantieren und in einem beschrifteten Porzellantiegel überführen. Das restliche Wasser wird im Trockenschrank bei ca. 90 °C verdampft.

Die Tiegel werden in den Muffelofen gestellt und während 2.5 Std. langsam auf 450 °C erhitzt. Diese Temperatur wird für weitere 2.5 Std. gehalten.

Nach dem Erkalten der Tiegel wird der Rückstand mit ca. 10 bis 20 ml Salzsäure (32 %) aufgenommen und in einen 100 ml Nesslerzylinder überführt (Vorsicht! Stark kalkhaltiges Material reagiert heftig!)

In der Kapelle werden ca. 20 ml Wasserstoffperoxid (30 %) zugegeben. Die Proben müssen während der nun folgenden Reaktion beobachtet werden. Droht ein Übersäumen durch zu heftige Reaktion muss der Nesslerzylinder im Wasserbad kurz abgekühlt werden. Nach Abklingen der Reaktion werden weitere 10 bis 20 ml Wasserstoffperoxid (30 %) zugegeben. Wenn die Reaktion wiederum abgeklungen ist, stellt man die Proben in das Wasserbad und erhitzt sie für ca. eine Std. auf 75 bis 80 °C. Anschliessend lässt man die Nesslerzylinder abkühlen und füllt sie mit entionisiertem Wasser auf.

Nach 24 Std. dekantiert man den Überstand und übergiesst die Probe wiederum mit entionisiertem Wasser. Diesen Vorgang wiederholt man 3 bis 4 mal bis das überstehende Wasser einen pH-Wert über 5 aufweist.

Das nun präparierte und gewaschene Material wird in ein vorgängig beschriftetes 10 ml Snap-cap-Gläschen abgefüllt. Je nach Menge des vorhandenen Materials wird ein Aliquot von 0.2 bis 0.5 ml entnommen und in ein Reagenzglas gegeben. Anschliessend erfolgt die Verdünnung mit entionisiertem Wasser, bis nur noch eine geringe Trübung erkennbar ist. Von der Verdünnung gibt man 0.5 ml auf ein Deckglas und lässt das Wasser bei Zimmertemperatur während einer Nacht ohne Durchzug verdunsten. Anschliessend kann das Präparat (Deckglas) mittels Naphrax auf einem Objektträger eingebettet werden. Es empfiehlt sich mehrere Präparate mit unterschiedlichen Verdünnungen anzusetzen.

Zum Einbetten der Diatomeen wird ein Tropfen Naphrax auf einen Objektträger gegeben, diesen kurz erhitzt (Blasenbildung, Toluol entweicht), das Deckglas mit den Kieselalgen nach unten auf den Tropfen Naphrax gelegt und der Objektträger auf eine kühle Unterlage gelegt. Mit einer Flachpinzette wird nun das Deckglas sorgfältig angedrückt, so dass sich das noch flüssige Naphrax luftblasenfrei unter dem Deckglas verteilt. Anschliessend das Präparat mit einer Etikette beschriften und vor Gebrauch genügend lang (12 Stunden) Abkühlen lassen. Das Naphrax muss vollständig hart sein.

Sind brauchbare Dauerpräparate vorhanden, konserviert man das restliche präparierte Material mit Formaldehyd (4 % Endlösung). Wenn das restliche präparierte Material trocken aufbewahrt werden soll, pipetiert man das Wasser im Snap-cap-Gläschen ab und trocknet das präparierte Material bei ca. 40 bis 50 °C. Es gilt aber zu beachten, dass die Diatomeen beim Trocknen zerbrechen können.

Das restliche Rohmaterial kann nun – falls im Feld nicht bereits geschehen – mit Formaldehyd (4 % Endlösung) konserviert werden.

A4-3 Heissoxidation (Schwefelsäure, Kaliumnitrat, Filtration)

**Gemäss Straub (1981), Iserentant, Ector, Straub & Hernandez-Becerril (1999)
und Anleitung des Amtes für Lebensmittelkontrolle Zug**

Geräte und Material

Bechergläser (250 ml)
Heizplatte
Abfiltrationsanlage aus Glas
Wasserstrahlpumpe
Teflonfilter (Porenweite $\leq 5 \mu\text{m}$)
Stativ mit Platte, Trichterhalterung, Klammern
Glastrichter (ca. 10 cm Durchmesser)
Objektträger (Glas, für Mikroskopie)
Deckgläser (Glas, rund, 20 mm Durchmesser)
Snap-cap-Gläschen (10 ml)
Handschuhe
Labormantel
Schutzbrille
Pinzetten (flach und spitzig)
Polylöffel

Chemikalien

Formaldehydlösung (37%, neutralisiert)
Salzsäure (32%)
Schwefelsäure konzentriert
Kaliumnitrat fest
Ethanol
Entionisiertes Wasser mit Geschirrseife
gelöst

Sicherheitsmassnahmen

Labor-Kapelle, Abzug
Labormantel tragen
Handschuhe tragen
Brille tragen
Augenwaschwasser griffbereit

Laboranweisung

Sofern die Aufwuchsprobe Moosblättchen, kleine Steinchen, Laub oder andere grössere Partikel enthält, sollte die Probe zu Beginn, nachdem sie gut aufgeschüttelt wurde, mit einem Milchensieb grob filtriert werden. Der Rückstand im Sieb kann verworfen werden. Das so filtrierte Probenmaterial wird in einen beschrifteten Becherglas gegossen. Anschliessend werden 10 bis 20 ml konzentrierte Salzsäure dazugegeben (Achtung Schaumentwicklung infolge Kalklösung). Die Probe sollte dann auf der Heizplatte kurz aufgekocht und anschliessend durch Stehenlassen abgekühlt werden.

Diese Salzsäurelösung wird danach von der abgekühlten Probe mittels Dekantieren, Zentrifugieren oder Filtrieren entfernt (waschen, neutralisieren). Hier wird die Variante der Filtration mittels Wasserstrahlpumpe, Glasfiltrationsanlage und säurebeständigem Teflonfilter beschrieben. Bei der Vorbereitung der Glasfiltrationsanlage sollte der Teflonfilter zuerst mit Ethanol benetzt und anschliessend mit entionisiertem Wasser gespült werden. Anschliessend kann die mit Salzsäure versetzte Probe abfiltriert werden. Der Filtrerrückstand wird dann mehrmals mit entionisiertem Wasser gespült. Auf dem Filter noch vorhandene grössere Partikel wie Moosblättchen oder Insektenlarven können mit der spitzen Pinzette entfernt werden.

Anschliessend den Teflonfilter mit dem Probenmaterial mit einer Flachpinzette wegnehmen und in dasselbe beschriftete Becherglas zurücklegen. Dann 8 ml konzentrierte Schwefelsäure dazugeben, ganz wenig mit entionisiertem Wasser verdünnen und die Probe auf der Heizplatte aufkochen. Die Lösung verfärbt sich dann je nach organischem Gehalt braun bis schwarz (Verkohlen der Partikel).

Zur heissen Lösung wird nun mit einem Polylöffel vorsichtig pulverförmiges Kaliumnitrat dazugegeben, bis die Lösung hell wird (Oxidation von organischem Kohlenstoff, Vorsicht bei diesem Vorgang können bräunlich gefärbte nitrose Gase entstehen).

Die Lösung wird anschliessend abgekühlt, mit Wasser etwas verdünnt und erneut mittels Wasserstrahlpumpe, Glasfiltrationsanlage und neuem Teflonfilter abfiltriert. Um im Dauerpräparat Klumpungen von Kieselalgen zu verhindern, kann das präparierte Material mit wenig Geschirrseife gewaschen werden. Der in der Probe noch vorhandene verschmorte Teflonfilter kann verworfen werden. Den Filtrerrückstand mit den Kieselalgen nach dem Waschen mit Geschirrseife erneut mit entionisiertem Wasser mehrmals gut nachspülen.

Nun werden die Kieselalgen vom Teflonfilter entfernt und in ein beschriftetes 10 ml Snap-cap-Gläschen gegeben. Dazu wird ein Glastrichter auf einem Stativ in eine Ringhalterung gelegt und die untere Trichteröffnung in ein beschriftetes Snap-cap-Gläschen geführt. Anschliessend den Teflonfilter mit den präparierten Kieselalgen mittels einer Flachpinzette von der Filtrationseinrichtung wegnehmen und auf die Innenseite des Trichters legen. Der Filtrerrückstand wird nun vorsichtig mit einer Flachpinzette abgekratzt und mit wenig entionisiertem Wasser in das Snap-cap-Gläschen gespült. Der Teflonfilter kann dann beseitigt werden. Anstelle des Ablösens der Kieselalgen ab dem Teflonfilter kann der Teflonfilter mit den Kieselalgen auch einfach in das Snap-cap-Gläschen gelegt werden. Die Kieselalgen lösen sich dann mittels intensivem Schütteln.

Je nach Menge des vorhandenen Materials wird ein Aliquot von 0.2 bis 0.5 ml entnommen und in ein Reagenzglas gegeben. Anschliessend erfolgt die Verdünnung mit entionisiertem Wasser, bis nur noch eine geringe Trübung erkennbar ist. Von der Verdünnung gibt man 0.5 ml auf ein Deckglas und lässt das Wasser bei Zimmertemperatur während einer Nacht ohne Durchzug verdunsten. Darauf kann das Präparat (Deckglas) mittels Naphrax auf einem Objektträger eingebettet werden. Es empfiehlt sich, mehrere Präparate mit unterschiedlichen Verdünnungen anzusetzen.

Zum Einbetten der Diatomeen wird ein Tropfen Naphrax auf einen Objektträger gegeben, dieser kurz erhitzt (Blasenbildung, Toluol entweicht), das Deckglas mit den Kieselalgen nach unten auf den Tropfen Naphrax gelegt und der Objektträger auf eine kühle Unterlage gelegt. Mit einer Flachpinzette wird nun das Deckglas sorgfältig angedrückt, so dass sich das noch flüssige Naphrax luftblasenfrei unter dem Deckglas verteilt. Anschliessend das Präparat mit einer Etikette beschriften und vor Gebrauch genügend lang (12 Stunden) Abkühlen lassen. Das Naphrax muss vollständig hart sein.

Herstellung des Präparats

Sind brauchbare Dauerpräparate vorhanden, konserviert man das restliche präparierte Material mit Formaldehyd (4 % Endlösung). Wenn das restliche präparierte Material trocken aufbewahrt werden soll, pipetiert man das Wasser im Snap-cap-Gläschen ab und trocknet das präparierte Material bei ca. 40 bis 50 °C. Es gilt aber zu beachten, dass die Diatomeen beim Trocknen zerbrechen können.

Das restliche Rohmaterial kann nun – falls im Feld nicht bereits geschehen – mit Formaldehyd (4 % Endlösung) konserviert werden.

A5 Adressverzeichnis zur Bestellung von Material

- > Schweizerische Arbeitsgemeinschaft für Mikroflora,
c/o AquaPlus, Bundesstrasse 6, CH-6300 Zug
Probenahmematerial, Kieselalgenkratzer und Utensilien, siehe auch www.aquaplus.ch
(Bereich Download)
- > Brunel Microscopes Ltd., Unit 6 Enterprise Centre, Bumpers Way,
Bumpers Way Industrial Estate, Chippenham Wilts, SN14 6QA United Kingdom, siehe
auch www.brunelmicroscopes.co.uk/coverlips.html
Naphrax
- > Mesomatic AG Zürich, Konradstrasse. 18, Postfach 2673, CH-8021 Zürich
Etiketten für Objektträger, Artikel CIL Laser-Etiketten, Artikelnummer L23-9100

A6 Dokumentationen zur Autökologie von 188 Taxa

Die Dokumentationen stehen im Internet unter folgender URL zur Verfügung:
www.modul-stufen-konzept.ch. Diese Dokumentationen stellen eine Interpretationshilfe dar, sei es auf Niveau der Lebensgemeinschaften oder des DI-CH-Indexwertes.

A6-1 Taxaspezifische Abbildungen zur Ermittlung der Indikationswerte D und G

Für jedes Taxon existiert dieselbe grafische Auswertung des ökologischen Vorkommens. Diese Grafiken illustrieren verschiedene Häufigkeitsverteilungen, wie sie zur Ermittlung der Indikationswerte D und G verwendet wurden (gemäss Abbildung 7 auf Seite 38).

A6-2 Dokumentation autökologischer Aspekte

Für jedes Taxon wurden die folgenden ökologischen Aspekte grafisch dargestellt (Datenbasis: 4'554 Kieselalgenproben (Zähllisten), Datenbank: BIS AquaPlus):

- > die geografische Verteilung in der Schweiz
- > Anzahl Vorkommen des Taxons pro Häufigkeitsklasse und Lebensraumtyp
- > Auftreten des Taxons innerhalb der für die Eichung benutzten Stoffkonzentrationen (6 Parameter)
- > Vorkommen des Taxons innerhalb der achteiligen chemischen und biologischen Bewertungsskala.