© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

Naturraumpotential Neusiedler See
Auswirkungen des Grünschnittes auf den Schilfgürtel

UNTERSUCHUNGEN ÜBER DIE URSACHEN VON BLAUALGENBLÜTEN (CYANOBAKTERIEN) IM NEUSIEDLER SEE

von cand. phil. B. HOFBAUER

Projektleiterin: ao. Univ. Prof. E. KUSEL-FETZMANN

Mitarbeiterin: cand. phil B. HOFBAUER

Anschrift der Verfasser: Institut für Pflanzenphysiologie der Universität Wien
Althahnstraße 14, A-1090 Wien

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

1. Problemstellung

Seit den Phytoplanktonstudien von LOUB (1955) zeigte der Neusiedler See eine Dominanzverschiebung von den Diatomeen zu den Grünalgen und schließlich zu den Blaualgen (Cyanobakterien) (KUSEL 1978, DOKULIL 1978 und 1979), die abe1983 wieder stark in den Hintergrund getreten sind. Die Arbeiten LOUBs 1955 und DOKULILs 1979 demonstrieren den deutlichen Anstieg der Artenzahl: 47 (1952/53), 38 (1956-58) und 59 (1968-73). Vor allem die Grünalgen zeigten eine starke Veränderung sowohl in ihrer Artendiversität als auch in einer erhöhten Populationsdichte, die bis zur Massenentwicklung von *Botryococcus braunii* (1970), *Chlosterium pronum* (1973 oder 1974, nach DOKULIL 1979 nicht genau feststellbar), *Pediastrum duplex* (1973-76) und *Lobocystis dichotoma* (1977) führte (nach KUSEL 1978 und DOKULIL 1979).

Die Grünalgenarten (Chlorococcales) lösten einander in ihrer Dominanz ab und traten in den achtziger Jahren weitgehend zurück. Den im August und September 1977 erstmals auftretenden Wasserblüten[1]) von *Microcystis sp. (Microcystis aeruginosa f. aeruginosa* oder *Microcystis aeruginosa f. flos-aquae)* folgten in den Jahren 1978, 1980 und 1982 weitere.

Diese alarmierenden Zeichen einer starken Eutrophierung des Sees veranlaßte das Bundesministerium für Wissenschaft und Forschung im Rahmen der „Arbeitsgemeinschaft Gesamtkonzept Neusiedler See" ein Projekt „Blaualgenentwicklung" unter der Leitung von Frau Prof. Kusel-Fetzmann zu initiieren. Die von der Projektleiterin vorgebrachten und bereits in GROSINA 1982 publizierten hypothetischen Ansätze zeigen den Einfluß der erhöhten Nährstoffzufuhr in Form von Stickstoff und Phosphor, des Lichtes und der Spurenelemente als eventuell entscheidende Faktoren für das Auftreten und die Massenentwicklung von *Microcystis sp.* auf.

Daraus resultierte die Aufstellung folgender Arbeitsziele:

1. Inkulturnahme der drei Hauptvertreter aus der Gattung Microcystis, das sind *Microcystis aeruginosa f. aeruginosa, Microcystis aeruginosa f. flos-aquae* und *Microcystis Wesenbergii.*
2. Testung der Algenkulturen hinsichtlich der Nährstoffansprüche, des Lichteinflusses und des Temperatureinflusses (Variation des Stickstoff: Phosphor-Verhältnisses, Einfluß unterschiedlicher Wässer, z. B. Seewasser, Schilfwasser, Wulkawasser) auch unter Beiziehung von in-situ-Versuchen.[2])

Die Untersuchungen über *Microcystis aeruginosa f. aeruginosa* wurden bereits im BFB-Bericht 1984 von HOFBAUER publiziert.

[1]) FOTT (1971) spricht dann von einer Wasserblüte, wenn sich (planktische) Algen, die leichter sind als Wasser, an der Oberfläche, oft dicht am Oberflächenhäutchen, in Form sichtbarer Überzüge ansammeln. Es handelt sich dabei mit Ausnahme der Grünalge *Botryococcus braunii* (Auftrieb durch Einlagerung von Öl in den Zellwänden) um Massenentwicklungen bestimmter Blaualgen. Der Autor unterscheidet die Wasserblüte streng von der Vegetationsfärbung, einer Überproduktion von Algen, die im Wasser gleichmäßig verteilt sind, sich an der Oberfläche nicht anhäufen und das Wasser deutlich färben.

[2]) Da seit Sommer 1983 die zu untersuchenden Arten keine Wasserblüten mehr verursachten, konnten keine in-situ-Tests durchgeführt werden.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

2. Methoden

2.1. Isolierung

Voraussetzungen für die Untersuchung der Umweltansprüche der einzelnen Algen war die Herstellung von Artreinkulturen der drei im wesentlichen an der Blütebildung beteiligten Blaualgenarten. Diese wurden aus Planktonproben des Neusiedler sees isoliert: *Microcystis Wesenbergii* und *Microcystis aeruginosa f. flos-aquae* aus der in Rust am 2. 8. 1982 entnommenen Probe und *Microcystis aeruginosa f. aeruginosa* aus der Probe vom 2. 8. 1982 aus Mörbisch.

Bei der Isolierung wurde nach den in der Literatur angegebenen Methoden vorgegangen (RIPKA 1981, PIRT 1975, STEIN 1973). Am geeignetsten erwies sich die Kombination von Filtration und Isolation mittels einer sterilen Impföse oder Glaskapillare.

Ferner wurde die Tatsache genützt, daß die mit Gasvakuolen versehenen Blaualgen aufschwimmen und so bereits vom übrigen sedimentierenden Plankton getrennt sind. Diese Schicht wurde abgesaugt und mit Nährlösung versetzt. Die stark verdünnten Proben wurden vorsichtig filtriert. Dann wurden steril unter dem Binocular oder Mikroskop mit einer in Nährlösung befeuchteten Pasteurpipette oder Impföse einzelne Kolonien vom Filterpapier aufgenommen und nacheinander mindestens dreimal auf mit Nährmedium betropfte Objektträger übertragen.

Nach diesen Reinigungsschritten wurde vom letzten Objektträger mit einer Pipette aufgenommen und deren Inhalt entweder auf eine Agarplatte aufgebracht oder in ein Kulturgefäß übergeführt. Als Kulturgefäß dienten sterile Eprouvetten und Erlenmeyerkolben verschiedener Größe.

Die Herstellung von Reinkulturen (axenische Klone) erfolgte ausschließlich auf festem Nährboden (1,5 %) Agar). Für die Abtrennung der Einzelzellen aus dem Kolonieverband wurde das suspendierte Algenmaterial zunächst homogenisiert (Zentrifuge mit 6000 U/min.). Nach einer mikroskopischen Kontrolle wurde die Algensuspension mit einem Glasspatel in verschiedenen Verdünnungsreihen plattiert bzw. ein Verdünnungsausstrich des Homogenisates mit Hilfe einer Impföse durchgeführt. Beide Methoden konnten erfolgreich angewendet werden, was nach Literaturangaben (z. B. von RIPKA 1981) nicht möglich sein sollte.

Das kann eventuell auf die geringere Agarkonzentration von 1,5 % oder auf die modifizierte Technik der Kombination von Homogenisierung und Plattierung bzw. Ausstrich zurückgeführt werden. Auch die geringere Lichtintensität sowie die verwendeten Beleuchtungseinrichtungen könnten von Bedeutung sein.

2.2. Kulturmethode

Prinzipiell wird steril gearbeitet, wobei die in der Mikrobiologie üblichen Sterilisationsverfahren angewandt werden. Als solche sind zu nennen: Hitzesterilisation (Glas- und Metallwaren, Silikon), Feuchte Hitze — Certoklav (Nährmedium, Erddekokt) und Filtration (Nährmedium, Wasserproben). Aus der aus Erhaltungskulturen beimpften Vorkultur, die unter den gleichen physikalischen Bedingungen wie beim anschließenden Test kultiviert worden ist, wird während der exponentiellen Phase maximal 1 ml Impfmaterial entnommen und mit der Versuchslösung mindestens 1:100 verdünnt.

Der Zeitpunkt der Entnahme (3. oder 4. Tag) wird auf die spezifische Wachstumsrate der verschiedenen Algenarten abgestimmt. Es hat eine ständige mikroskopische Kontrolle

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

des Algenmaterials zu erfolgen; etwaige Kontaminationen sind sofort durch die im Kapitel Isolierung beschriebene Methode zu entfernen.

Als Kulturgefäße dienten Petrischalen, Eprouvetten und Erlenmeyerkolben verschiedener Größe (100, 250 und 500 ml).

Während der Testzeit wurden die Kulturen täglich geschüttelt. Eprouvetten und Erlenmeyerkolben wurden mit Sterilstopfen aus Cellulose und Alufolie verschlossen.

Für Testzwecke standen 3 Kulturräume und ein Rumed Licht-Thermostat zur Verfügung. Die Erhaltungskulturen wurden auch in der Algenkammer bei Tageslicht und geregelter Temperatur exponiert.

Batch-Kultur (Statische Kultur)

Viele der bisher gemachten Wachstumsuntersuchungen an Algen wurden nach dem Prinzip der Batch-Kultur durchgeführt. Eine Algen-Artreinkultur oder eine axenische Kultur wird unter konstanten Bedingungen untersucht. Eine Batch-Kultur wird durch die Übertragung einer kleinen Menge Impfmaterials (Zellmenge) von einer bekannten und kontrollierten Vorkultur in ein neues Nährmedium begonnen, wo sie wächst und an Biomasse zunimmt. Die Biomasse wird entweder direkt (Trockengewicht, Frischgewicht) oder durch indirekte Methoden (Pigmentbestimmung, Zellzahl, Absorption, Trübung, biochemische Komponenten) gemessen. Das Ergebnis wird als Wachstumskurve oder als maximale Wachstumsrate, log-Phasenlänge oder maximaler „Standing crop" dargestellt.

Als Lichtquelle dienten folgende Leuchtstofflampen-Typen: Philips 82, Philips 80, Philips 30, Osram 33 und cool white, Glühlampen (60W). In den Kulturräumen kontrollierte ein Thermohydrograph Temperatur und Luftfeuchtigkeit. Die Tageslängen wuden mit einer Zeitschaltuhr geregelt. Die Ernte erfolgte je nach Fragestellung entweder in konstanten Abständen (um den Verlauf der Wachstumskurve zu ermitteln) oder am Beginn der stationären Phase (zur Bestimmung der Biomasseproduktion in einem festgelegten [konst.]) Zeitraum.

2.3. Biomassebestimmung

Von den folgenden in der Literatur (STEIN 1973, RIPKA 1981, DROOP 1980, COOMP & HALL 1982) angegebenen diversen Methoden zur Produktionsbestimmung (Biomassebestimmung) wie Trockengewicht, Volumen, Trübung, Pigmentbestimmung, Zellzahl (Coulter counter, Zählkammer) wurde auf Grund der zu geringen Materialmenge (Trockengewicht, Volumen), der daraus resultierenden Inhomogenität (Trübung), der Größenunterschiede zwischen Kolonien und Einzelzellen (Coulter counter) die Pigmentbestimmung und die Utermöhl-Methode gewählt.

Zellzahl:

Die Quantifizierung der Biomasse durch Zellzahl-Bestimmung wurde gewählt, um den direkten Vergleich mit Arbeiten anderer Autoren zu ermöglichen und die Pigmentanalyse abzusichern. Aus demselben Grunde wurde ein Umrechnungsfaktor zwischen Zellzahl (nach UTERMÖHL 1952) und Chlorophyll a bestimmt. Dabei stellte sich heraus, daß, sofern nur bestimmte Parameter unverändert bleiben, dieser Faktor im Rahmen einer vertretbaren Toleranz eine konstante Größe darstellt.

Pigmentbestimmung:

Nach intensivem Studium der neuesten Literatur wurde eine Modifikation der Methode des OECD-Alpine-Projekts verwendet (Bundesanstalt für Wassergüte in Kaisermühlen).

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

Die Aufbereitung der Proben erfolgte mittels Vakuumfiltration. Dadurch wird rasches Aufarbeiten ermöglicht. Zur alleinigen Bestimmung des Chlorophyll a-Gehaltes wurden Filter von Schleicher & Schüll verwendet, wenn das Filtrat für die Analysen herangezogen wurde, kamen Whatmann GF/F Glasfaserfilter zum Einsatz. Generell wurden Filter mit 50 mm Durchmesser verwendet. Die von LENTZ & FRITSCHE 1980 vorgeschlagene Zugabe von $MgCO_3$ wurde unterlassen, da diese sich weder auf die Retention der Filter auswirkte noch die Chlorophyllausbeute sechs Monate lang tiefgefrorener Proben signifikant erhöhte.

Nach vollständiger Absaugung der Probe läßt man das Filter trocken saugen. Das Filter wird sodann entweder sofort aufgearbeitet oder aber in eine beschriftete Alu-Folie eingewickelt und tiefgefroren bei —20° C maximal zwei Monate gelagert. Dieses Tieffrieren wurde deshalb der Gefriertrocknung vorgezogen, da auch sechs Monate tiefgefrorene Filter keinen signifikanten Verlust gegenüber frisch verarbeiteten Proben zeigten, wogegen auch von LENTZ & FRITSCHE 1980 von einem 34,3 %-igen Verlust des ursprünglichen Chlorophyllgehaltes bei trockener und lichtabgeschlossener Lagerung gefriergetrockneter Proben durch sechs Monate hindurch berichtet wird.

Von VONSHAK & MASKE (1982) wird nach der Unesco-Methode für physiologische Untersuchungen die Zentrifugation statt der Filtration verwendet. Eine derartige Vorgangsweise war aber aus arbeitstechnischen Gründen nicht vollziehbar.

Bei der Aufarbeitung der Filter ist die Wahl des Extraktionsmittels von großer Bedeutung. Nach BO RIEMANN (1980) zeigte Methanol sowohl in Phytoplanktonkulturen als auch in natürlichen Populationen bessere Extraktionseigenschaften als Azeton, Äthanol oder Dimethylsulfoxid. VANSHAK & MASKE (1982) schlagen 80 %-iges, andere Autoren 90 %-iges Azeton vor. Zunächst wird das Filter mittels Homogenisator (Braun mechanischer Potter) zerrieben. Von BO RIEMANN (1980) wird dieses Zerreiben zwar nur bei Grünalgen als notwendig erachtet, andere Autoren (u. a. VONSHAK & MASKE 1982) führen diese Homogenisation der Filter auch an, weiters ist diese auch in den Standardmethoden (OECD; UNESCO) enthalten.

Als Extraktionszeit wurden vier Stunden gewählt (in der Literatur werden 10 Minuten bis 6 Stunden angegeben). Die Extraktion erfolgte in mit Alufolie verschlossenen Safteprouvetten bei Dunkelheit und etwa 20° C Umgebungstemperatur. Anschließend wurden die Proben leicht aufgeschüttelt und bei 6000 U/min. 10 Minuten lang zentrifugiert (Sigma 3E-1).

Zur photometrischen Vermessung wurde das Spektralphotometer PM7 von Zeiss verwendet. Gemessen wird bei den Wellenlängen 630, 645, 665 und 750 nm. Zur Nullwertbestimmung wird eine Probe 90 %-iges Aceton vermessen. Die Proben werden mit 10^{-2}n HCl angesäuert. Das ist nach MARKER et al. (1980) ausreichend, wenn nicht mehr als zwei bis drei Minuten zwischen den photometrischen Bestimmungen verstreichen.

Der maximale Fehler bei der Chlorophyll a-Bestimmung durch die alleinige Messung bei 665 nm liegt bei ca. 10 % (SCOR 1966). Wenn allerdings der Phaeopigmentgehalt nicht in die Rechnung einbezogen wird, kann der Fehler mehr als 100 % betragen (NUSCH 1980).

Die Meßergebnisse des Chlorophyllaufschlusses wurden mittels Programm auf Chlorophyllkonzentrationen, gemäß der Methode des OECD-Alpine-Projekts (1974) und auf Gesamt-Chlorophyll a und Phaeophytingehalt nach der Methode von GOLTERMANN (1971) umgerechnet und auf Schreiberstreifen dargestellt (RODINGER 1982).

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

2.4. Lichtmessung

Die photosynthetisch aktive Strahlung (PHAR 400-700 mm) wurde in verschiedenen Wassertiefen (Abb. 5) mit einem Unterwassermeßkopf* gemessen. Meßeinheit war umol Photonen m^{-2} s^{-1} (µE).

Um auch in den obersten Wasserschichten signifikante Meßwerte zu erhalten, wurde zur Verminderung der Wellenbewegung ein Plexiglasreifen von 1,5 m Durchmesser hergestellt. Der aus 4 Parallelmessungen errechnete Mittelwert ($\bar{x}$) mit Standardabweichung (S.D.) wurde in relativen Lichtintensitäten in Abhängigkeit zur Wassersäulentiefe angegeben.

Die aus den gemessenen Werten berechnete Kurve kann als einfache, nichtlineare Regression (Exponentialfunktion) dargestellt werden. Das STI-10 Programm des Texas Instruments SR-52-programmierbar (JANAUER, mündlich) wurde verwendet.

2.5. Wasserproben

Die Wasserproben für die Biotests und die chemischen Analysen wurden in sorgfältig gereinigten Polyäthylenflaschen in Kühltaschen transportiert. Das Wasser wurde mit einem Membranfilter (Sartorius) mit 0,2 µm Porendurchmesser steril filtriert, falls erforderlich mittels Glasfaserfilter (Whatman GF/F) auch vorfiltriert. Sofern die Aufarbeitung der Proben nicht sofort erfolgen konnte, wurden diese Proben in Polyäthylenflaschen tiefgefroren. CASEY & WALKE (1981) und MARCHET & KLAPPER (1978) wiesen die Unbedenklichkeit dieser Vorgangsweise nach.

2.6. Biotest

Um den Einfluß verschiedener Wässer auf das Wachstum der Algen festzustellen, wurden Proben von folgenden Standorten entnommen: Wulka, Wulkadelta, Schilfkanal und Seemitte (siehe Standortbeschreibung). Das Wasser wurde mit Membranfiltern der Porenweite 0,2 um (Sartorius) filtriert und falls erforderlich mittels Glasfaserfilter (Whatman GF/F) vorfiltriert. Von der im JÜTTNER-Medium (1976) gezogenen Vorkultur wurde Impfmaterial aus der exponentiellen Wachstumsphase entnommen. Die Versuchsdauer betrug 14 Tage bei einer Beleuchtung von 26,6 µmol Photonen m^{-2} s^{-1} (µE) und einem Hell-/Dunkel- Rhythmus von 30/30 Minuten, 27° C ± 1. Kontrollkulturen in JÜTTNER- oder GORHAM-Medium dienten zur Überprüfung des physiologischen Zustandes der Algen.

Ziel der Biotests sollte es sein, festzustellen, wie stark eine Wasserblüte in den Wasserproben der verschiedenen Standorte überhaupt auftreten kann. Außerdem kann mit derartigen Tests die biologische Wirksamkeit und die Herkunft wasserblütenfördernder Inhaltsstoffe nachgewiesen werden. Da der Test als „in-vitro-Wasserblüten-Test" dienen soll, wurden *Microcystis*-Ausgangspopulationen mit während der Vorkultur aufgenommenem Speicherphosphat herangezogen.

Für die quantitative Beurteilung der biologisch wirksamen Beschaffenheit der Wasserproben, im Hinblick auf die potentielle Massenentwicklung von *Microcystis*-Arten, ist die Bestimmung der Produktion an Biomasse (Biomassetiters BMT, nach BRINGMANN 1968), des trophischen Begrenzungsfaktors (hier Stickstoff und Phosphor und auch deren Kombinationen) sowie der Begrenzungswirkung dieser Faktoren notwendig.

* Li-Cor (LI-184 A) Unterwasser-Photometer, PHAR-Meßkopf.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

Für diese Untersuchungen sind bestimmte Voraussetzungen erforderlich: Einerseits die Einstellung des pH-Wertes in den für *Microcystis* optimalen alkalischen Bereich, andererseits die Verfügbarkeitserhaltung von Eisen bei dem im Verlauf des Wachstums steigendem pH-Wert. Die pH-Wert-Einstellung konnte vernachlässigt werden, da alle Wasserproben im alkalischen Bereich lagen. Aus diesem Grund wurde auch kein Komplexbildner zugesetzt. Nach Untersuchungen von REYNOLDS et al. (1981) dient EDTA, abgesehen von der In-Lösungshaltung von Eisen und essentiellen Metallen, noch einer anderen Funktion.

Die biologische Wirksamkeit der in den Wasserproben enthaltenen natürlichen Nährstoffe kommt im Nullwert der Produktion an Biomasse (BMT) oder des Produktionsfaktors zum Ausdruck. Die gegenüber dem Grundwert erzielte selektive Erhöhung der Produktion, ausgedrückt in µg Chl.a/1, der entweder mit NO_3-N, PO_4-P oder mit beiden Nährstoffen angereicherten Testkulturen der homologen Wasserproben gibt Auskunft darüber, ob in der Wasserprobe Nitratstickstoff oder Phosphat als Begrenzungsfaktor für das Wachstum der Testorganismen wirksam war.

Bei der Auswertung der Tests wurde die Chlorophyllmethode herangezogen (Kapitel 2.3. Biomassebestimmung) und die Ergebnisse als Vielfaches des Inoculums, das als 1 angenommen wurde, dargestellt. Von jedem Versuch wurde von mindestens vier Parallelversuchen der arithmetische Mittelwert errechnet und mit den Ergebnissen der chemischen Wasseranalysen verglichen (Tab. 5,6,7,8). Hiezu wurde auch die Korrelationsanalyse herangezogen.

3. Standortbeschreibung

3.1. Seemitte

Die Seemitte wurde als Grundlage für alle Versuche gewählt. Es handelt sich um vom Ufer unbeeinflußtes Seewasser vor Rust, Illmitz, Purbach und Oggau (zwischen Kartenausschnitt 1 und 2, Abb.1).

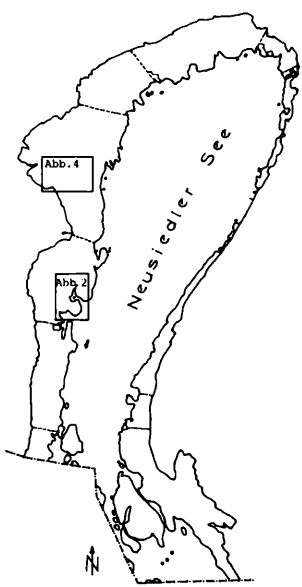


Abb. 1: Schilfbereich des Neusiedler Sees mit Lage der Kartenausschnitte in Abb. 2 und Abb. 4

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

3.2. Schilfkanal

Um den Einfluß des humös-braunen Schilfwassers zu prüfen, wurde ein tief in den Schilfbestand eindringender Kanal gewählt, der mit einem Boot noch erreichbar war (genaue Lage Abb. 2, Übersicht Abb. 1).

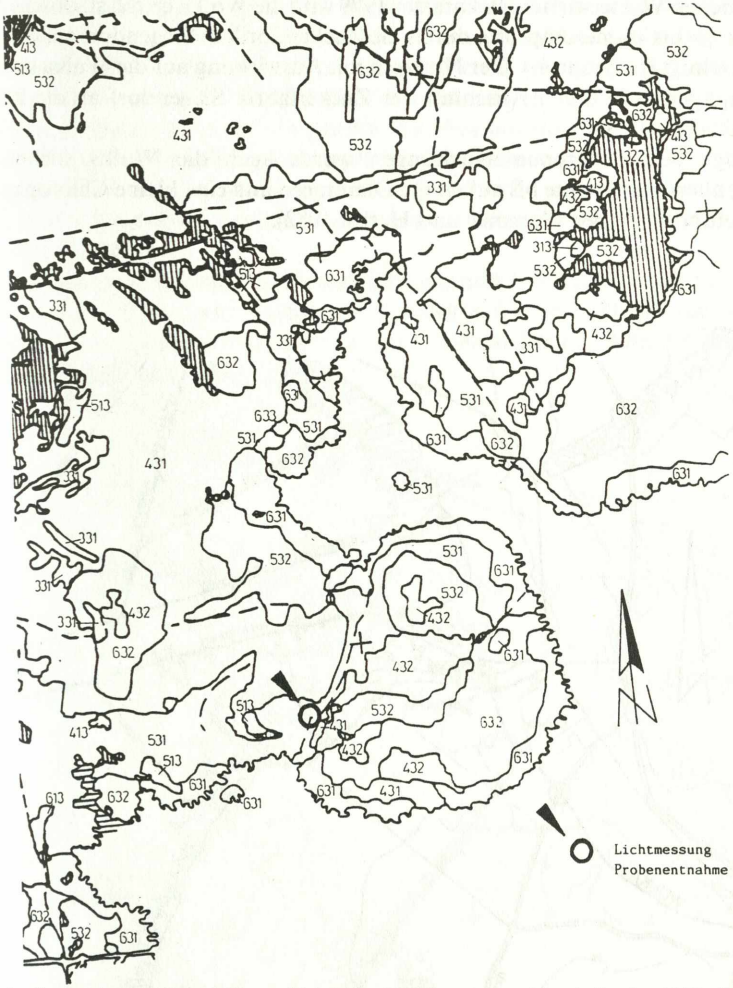


Abb. 2: Ruster Bucht, Ausschnitt aus Kartenblatt 3 der Schilfkartierung Neusiedler See 1979, CSAPLOVICS 1982

Der in der Ruster Bucht in Windungen verlaufende Kanal ist ca. 1,5 bis 2 m breit bei einer maximalen Wassertiefe von 75 cm. Im klaren, fast unbewegten Wasser treiben vom Sediment losgelöste Algenwatten, die hauptsächlich von fädigen Blaualgen der Gattung *Oscillatoria* sp. (vereinzelt *Anabaena* sp. und *Nostoc* sp.) und Diatomeen gebildet werden. Im Vergleich zur freien Seefläche treten hier Euglenen, mehr Flagellaten, fädige Blaualgen und Diatomeen auf.

Infolge der geringen Wassertiefe im Sommer 1983 konnten teilweise keine Proben entnommen werden. Der Schilfbestand lag dann nämlich einige dm über dem Wasserspiegel, was eine Kommunikation mit dem See verhinderte.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

3.3. Wulka

Um den Einfluß der Wulka, dem einzigen oberirdischen Zufluß zum Neusiedler See zu prüfen, wurden Proben möglichst nahe vor dem Eintritt in den Schilfgürtel entnommen. Nach dem vom BUNDESMINISTERIUM für LAND- Und FORSTWIRTSCHAFT herausgegebenen Wasserwirtschaftskataster 1979 wird die Wulka durch städtische Abwässer mäßig stark (β- bis α-mesosaprob), durch die Zuckerfabrik in Siegendorf außergewöhnlich stark verunreinigt (polysaprob). Der Notbach mit Auswirkung auf die Wulka wurde ab der Zuckerkampagne 1979 durch Anschluß der Zuckerfabrik Siegendorf an die Reinigungsanlage Wulkatal entlastet.

Im Zuge der Planktonuntersuchungen wurde auch die Wulka stichprobenartig besammelt, allerdings konnte bis auf einige Diatomeen und eine kleine Chlorophyceae kein Plankton gefunden werden (Sommer und Herbst 1982).

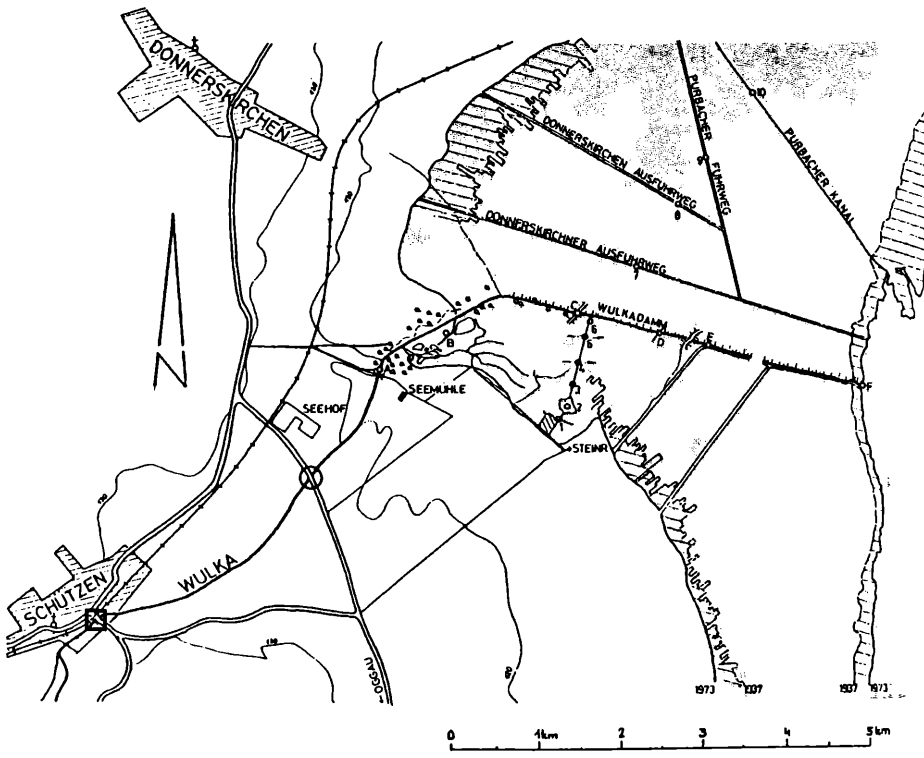


Abb. 3: Situation Wulkamündung (nach STALZER 1982 verändert)
Probenahmestellen: automatische Meßstation Schützen □
Brücke zwischen Oggau und Purbach ○

Die Probenentnahme erfolgte bei der seit 1978 installierten, automatischen Meßstelle der burgenländischen Gewässeraufsicht. In dem einigermaßen klaren Wasser waren nur vereinzelte Makrophyten zu finden.

Am 6. 6. 1984 wurde die Uferböschung abgebrannt vorgefunden.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

Ca. 3 km unterhalb der Probenentnahmestelle „Schützen", unterhalb der Einmündung des Langwiesenbaches, der im Sommer zeitweise austrocknete, wurde der zweite Standort gewählt — das liegt an der Bundesstraße von Oggau nach Donnerskirchen bei der letzten Wulkabrücke vor Purbach. Das Wasser war trübstoffreicher und etwas tiefer als am oben genannten Punkt bei Schützen. Auch hier wurde die Uferböschung abgebrannt. Bei der Aufnahme der Makrophytenvegetation konnte nur ein großer Bestand des lang flutenden *Potamogeton pectinatus* L. (Potamogetonaceae) — Kamm-Laichkraut gefunden werden. Von WEBER-OLDECOP (1970) als Zeiger für hohen Carbonatgehalt gewertet, wird *Potamogeton pectinatus* von WIEGLEB (1979) unter den Makrophyten als am weitesten in verschmutzte Gewässer vordringend dargestellt. Was Ammonium betrifft, wurde *Potamogeton pectinatus* von HASLAM (1978) in die Gruppe der Standorte mit Konzentrationen von 0,1 — 0,3 mg/l gereiht. Im Vergleich dazu weist die Wulka 0,1 — 3,7 mg Ammonium pro Liter auf. Diese Art dürfte allgemein gegen Ionen auch in sehr hohen Konzentrationen resistent sein (nach JANAUER 1981).

Zur Prüfung des Einflusses der P-Anreicherung und N-Verarmung im Schilfgürtel auf das Wachstum der Blaualgen wurden die Standorte C und C-D, die im sogenannten „Wulkadelta" liegen, gewählt (näheres siehe Abb. 1 Ausschnitt 2, Abb. 3 sowie Abb. 4 im Detail).

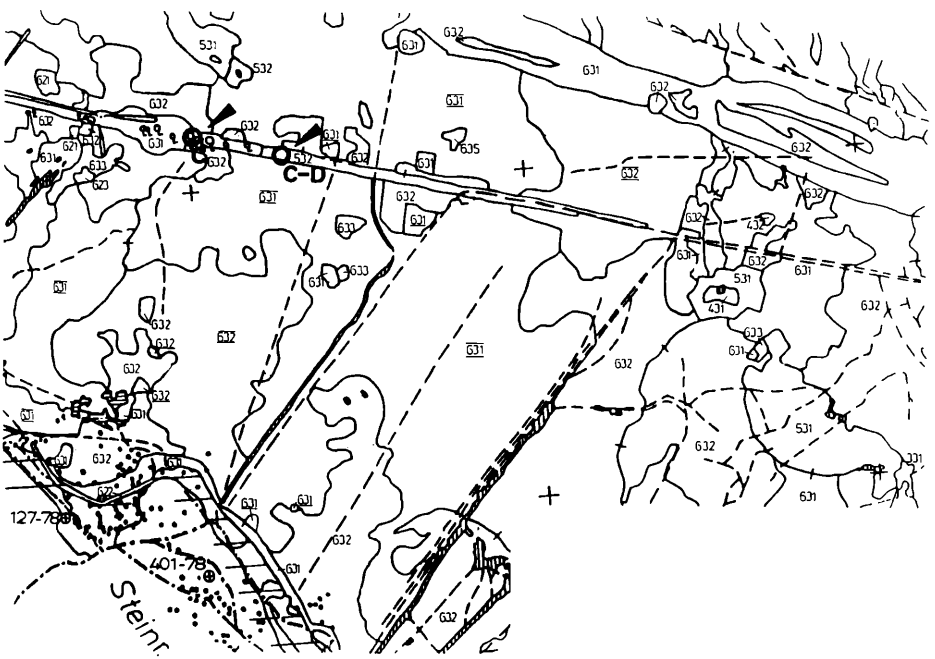


Abbildung 4: Wulkamündung, Probeentnahmestellen C und C-D, Ausschnitt aus Kartenblatt 3 der Schilfkartierung Neusiedler See 1979, CSAPLOVICS 1982

Die Wulka durchsetzt nach Eintritt in den Schilfgürtel breitflächig den Schilfbestand. Sie fließt dann stellenweise durch das Röhricht mit einer Tiefe von nur wenigen cm (über dem Schlamm), an anderer Stelle bilden sich größere offene Wasserflächen mit deutlicher Strömung. STALZER (1982) stellte bei Punkt E (Abb. 3) 8 cm/s fest. Dabei wird durch

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

bakteriellen Abbau unter anaeroben Bedingungen Nitrat und teilweise Sulfat aufgezehrt, während Phosphat aus dem Schlamm gelöst und im Wasser angereichert wird (STALZER 1982). Sauerstoffmessungen zeigten, daß der Schlamm bereits in den obersten Schichten anaerob ist.

Von den beiden Vergleichspunkten liegt der Standort C-D noch 300 Meter dem See näher als Standort C. Die Standorte liegen in einer für die Jagd zeitweilig abgemähten Schneise, deren Vegetation sich nicht aus Schilf zusammensetzt, sondern hauptsächlich von üppigen *Glyceria maxima* (Hartman) Holmberg (Poaceae) — Wasser-Schwaden-Beständen gebildet wird. Eingestreut finden sich *Veronica anagallis-aquatica* L. (Scrophulariaceae), Brauner Wasser-Ehrenpreis, Gauchheil-Ehrenpreis, *Symphytum* sp. und *Scrophularia* sp.. Auffallend ist das üppige Wachstum dieser Pflanzen. In der freien Wasserfläche kommen noch *Lemna minor* L. (Lemnaceae), Kleine Wasserlinse — ein Organismus der ß-mesosaproben Stufe —, *Spirogyra*-Watten, *Melosira varians, Closterium* sp. und *Navicula* sp. vor. Außer *Navicula* sp. zeigen die Algen ein nicht sehr verschmutztes Wasser an.

4. Charakteristik der bearbeiteten Blaualgen (Cyanobacterien)

Bei den im Sommer 1982 festgestellten Hauptarten handelt es sich um einzellige Blaualgen, die durch Gallerte zu Kolonien verbunden werden. Nach STARMACH (1966) wurden folgende Arten bestimmt: *Microcystis aeruginosa f. aeruginosa* Kützing mit dem Zelldurchmesser von 5,3 — 5,8 um, *Microcystis aeruginosa f. flos-aquae* Kützing mit einem Zelldurchmesser von 3,3 — 3,9 um und *Mycrocystis Wesenbergii* Komarek mit distinkter Gallerte und einem Zelldurchmesser von ca. 7,9 um.*

Nach der neueren systematischen Bearbeitung werden die Blaualgen zu den Cyanobacterien gestellt (BOURRELLY 1979, GOLUBIC 1979, STANIER et al. 1978, STANIER 1977).

Eine genaue systematische Einordnung der einzelnen Arten ist noch ausständig (voraussichtliche Publikation der Bestimmungsliteratur 1985). In dieser Arbeit gilt: *Microcystis aeruginosa f. aeruginosa* = *Microcystis aeruginosa* und *Microcystis aeruginosa f. flos-aquae* = *Microcystis flos-aquae.*

Microcystis aeruginosa f. aeruginosa

Der Durchmesser der Zellen dieser Blaualge liegt zwischen 5,3 und 5,8 um. Die Zellen selbst sind kugelig oder durch gegenseitigen Druck etwas eckig. Die Zellteilung erfolgt nach allen Raumrichtungen. Die Kolonien, deren Zellen lockerer gepackt liegen als bei *Microcystis flos-aquae*, sind in eine gemeinsame hyaline zerfließende Gallerte eingebettet. Die Einzelzellen besitzen Gasvacuolen. Die Kolonie erreicht eine kugelige, netzförmig durchbrochene Gestalt. Die Kolonien können sich zu losen Strukturen bis über 30 mm Durchmesser zusammenfügen. Im Labor konnte eine benthische Phase und wiederholte Wasserblütenbildungen beobachtet werden. In den Arbeiten von PRESTON, STEWART und REYNOLDS (1980) und KAPPERS (1977) wurde dies durch Freilanduntersuchungen ebenfalls nachgewiesen.

*KOMAREK - ETTL (1958): „Ich erachte es für geeignet und ganz berechtigt, den Namen '*Microcystis*' als 'nomen conservandum' anzuerkennen und habe in dieser Hinsicht schon die gebührenden Vorschläge (Taxon 1957, P. 145) gemacht. Vorläufig erachte ich es für nötig, den richtigen Namen 'Diplocystis'zu benützen."

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

Microcystis aeruginosa f. flos-aquae

Die Zellen von *Microcystis aeruginosa f. flos-aquae* weisen einen Durchmesser von 3,3 bis 3,9 µm auf. Die Kolonien, deren Zellen dichter gepackt liegen als bei Microcystis aeruginosa f. aeruginosa, sind in einer hyalinen Gallerte eingebettet. Diese ist nicht scharf begrenzt wie bei *Microcystis Wesenbergii,* sondern verfließt wie bei *Microcystis aeruginosa f. aeruginosa.*

Die Einzelzellen besitzen Gasvakuolen. Als Kolonie erreichen sie eine kugelige, aber nie netzförmig durchbrochene Gestalt. Die Abgabe flüchtiger Exkretstoffe, die unter anderem auch zwei oder drei Schwefelverbindungen enthalten, konnte in der planktischen, nicht aber in der benthischen (stationären) Phase wahrgenommen werden. Wie bei *Microcystis aeruginosa f. aeruginosa* konnte im Labor die Entwicklung von der benthischen Phase zur neuerlichen Wasserblütenbildung beobachtet werden.

Microcystis Wesenbergii

Die Zellen von *Microcystis Wesenbergii* haben einen Durchmesser von etwa 7,9 µm. Die Kolonien, deren Zellen eher peripher liegen, sind von einer hyalinen, scharf begrenzten Gallerte umgeben. Diese weist an manchen Stellen grubig vertiefte Einstülpungen auf.

Die Einzelzellen besitzen Gasvakuolen. Junge Kolonien sind kompakt und von kugeliger Form. Sie wachsen keulenförmig aus, werden dabei immer lockerer gepackt und erreichen schließlich eine mehr oder weniger knollig-netzförmige Gestalt.

Ältere Kolonien werden unter Kulturbedingungen von der Gallerte nicht so scharf begrenzt. Vielmehr grenzen sich in ihnen kugelige, dicht gepackte Kolonien mit distinkter Gallerte ab. Diese nehmen im Verlauf des Wachstums ringförmige Gestalt an oder wachsen keulenförmig aus.

Microcystis sp. 1

Eine weitere Blaualgenart wurde isoliert, konnte aber nach der vorhandenen Bestimmungsliteratur nicht eindeutig klassifiziert werden. Sie erhält daher die Bezeichnung *Microcystis* sp. 1.

Der Zelldurchmesser beträgt etwa 1,5 µm. Wie bei *Microcystis Wesenbergii* wird die Kolonie von einer hyalinen, scharf begrenzten Gallerte umgeben. Die Zellen liegen aber nicht nur an der Peripherie, sondern überall dicht gepackt. Die anfangs kugeligen Kolonien nehmen im Verlauf des Wachstums eine knollige, allerdings nie netzförmige Gestalt an und bleiben dicht gepackt.

Microcystis sp. 2

Wie *Microcystis* sp. 1 konnte diese Art nicht eindeutig festgelegt werden und erhält daher die Bezeichnung *Microcystis* sp. 2 durch das Fehlen der distinkten Gallerte.

Auch bei dieser Blaualge besitzen die Einzelzellen keine Gasvakuolen und sind im Kolonieverband dicht gepackt. Die Kolonieform und der Einzelzellendurchmesser sind den Verhältnissen bei *Microcystis* sp. 1 vergleichbar.

5. Durchführung, Ergebnisse

5.1. Planktonuntersuchungen

Nach Untersuchungen von DOKULIL (1978) blieben die Blaualgen bis 1973 artenmäßig gleich. *Microcystis flos-aquae* trat in den Jahre 1956 — 1958 (RUTTNER unpubliziert in DOKULIL 1978) auf, wird aber dann, nach den Planktonzählungen DOKULILs (von 1968 — 1974) von *Chroococcus minutus* abgelöst. Nach KUSEL (unpubl.) fehlten Blaualgen in den Jahren 1975 und 1976 völlig, seit Herbst 1976 konnte *Chroococcus limneticus, Microcystis* sp. vereinzelt gefunden werden. Erstmals traten im August und September 1977 Wasserblüten von *Microcystis* sp. *(Microcystis aeruginosa* oder *Microcystis*

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

flos-aquae) auf (KUSEL 1978). Auch im Juni 1978 bildete eine Microcystis sp. eine Algenblüte im Nordteil des Sees (DOKULIL 1978). Nach Beobachtungen KUSELs folgte eine weitere im Sommer 1980.

In dem Zeitraum von 1952 — 1953 untersuchte LOUB (1955) die Algenbiocoenosen des Neusiedler Sees und berichtete in seiner Arbeit erstmals über *Microcystis pulverea.* RUTTNER (unpubl. in DOKULIL 1978) beschreibt ein *Chlorobacterium „Sorochloris aggregata"*, das nach DOKULIL eher als *Microcystis pulverea* zu bezeichnen ist. DOKULIL selbst fand im Zuge seiner Untersuchungen *Microcystis pulverea, Merismopedia punctata* und *Chroococcus minutus.*

Nach Planktonuntersuchungen von März 1982 bis März 1984 (Tab. 1) sind folgende an der Blütebildung beteiligte Blaualgen hinzuzufügen: *Microcystis aeruginosa f. aeruginosa, Microcystis aeruginosa f. flos-aquae, Microcystis Wesenbergii,* eine *Microcystis* sp. 1 mit distinkter Gallerte und einem Zelldurchmesser von ca. 1 um und eine weitere *Microcystis* sp. 2 mit gleichem Zelldurchmesser von 1 um, aber ohne distinkte Gallerte. Nach der vorhandenen Bestimmungsliteratur (siehe Kapitel 4) war es nicht möglich, diese Algen eindeutig zu bestimmen.

Im März 1982 konnten in den Planktonproben von Rust und Breitenbrunn *Microcystis aeruginosa, Microcystis* sp. 2 und *Chroococcus limneticus* gefunden werden. Im Mai desselben Jahres wurde keine Microcystis-Art mehr festgestellt, *Chroococcus limneticus* jedoch war im Plankton von Rust zusammen mit *Microcystis* sp. 2 vorhanden. Am 14. Juni 1982 beobachtete ich eine Massenentwicklung von Euglenen und Pediastrum sp., von den oben erwähnten Blaualgen wurde nur eine einzige Kolonie von Microcystis aeruginosa gefunden.

Bereits am 28. Juni trat eine Massenentwicklung von *Microcystis aeruginosa* auf, als „Wasserblüte" konnte man dieses gehäufte Auftreten der Alge jedoch nicht bezeichnen. Im August (2. 8. 1982) wurde eine verstärkte Massenentwicklung in Rust und Mörbisch vorgefunden. Diese bestand aus *Microcystis aeruginosa, Microcystis flos-aquae, Microcystis Wesenbergii, Chroococcus limneticus* und *Botryococcus braunii.* Bis zu 5 mm große Blaualgenkolonien schwebten im Wasser und färbten dieses auch deutlich, der für die Wasserblüte typische Auftrieb konnte nur ansatzweise festgestellt werden.

Am 31. August 1982 war in Rust eine deutliche Wasserblüte zu verzeichnen. Diese setzte sich aus 90 % *Microcystis Wesenbergii* und 10 % *Microcystis aeruginosa* zusammen. In Mörbisch bildeten *Microcystis flos-aquae* und *Microcystis Wesenbergii* eine Wasserblüte. *Microcystis flos-aquae* fiel besonders durch die Freisetzung von stechend riechenden, flüchtigen Exkretstoffen auf, die Übelkeit und Kopfschmerzen verursachten. Die Wasserblüte dauerte ungefähr von Ende Juni bis Anfang September 1982. Nach Berichten von HAMMER (unpubl.) war diese im Südteil des Neusiedlersees, bedingt durch die Winddrift, weit stärker als in dem von mir untersuchten Westteil des Sees (Rust und Mörbisch).

Am 10. September 1982 wurde in den Planktonproben vor Illmitz, Breitenbrunn und Rust *Microcystis aeruginosa, Microcystis flos-aquae, Microcystis Wesenbergii, Microcystis* sp. 2 und *Chroococcus limneticus* noch häufig gefunden, am 24. 9. 1982 waren diese Arten nur mehr selten zu finden, *Botryococcus braunii* allerdings sehr häufig. In den Anfang November bei Illmitz entnommenen Planktonproben konnte *Microcystis Wesenbergii* und *Microcystis flos-aquae* (eine Kolonie) nur mehr sehr selten, *Microcystis aeruginosa* und *Chroococcus limneticus* selten, *Microcystis* sp. 2 häufiger und *Botryococcus braunii* sehr häufig beobachtet werden. Am 25. November 1982 war von den *Microcystis*-Arten nur mehr *Microcystis* sp. 2 häufig zu finden; es dominierte eindeutig die Diatomee *Cyclotella meneghiniana,* auch *Botryococcus braunii* trat noch sehr häufig auf. Die restlichen Planktonarten, einschließlich *Chroococcus limneticus* waren selten bis sehr selten zu finden.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

1983 wurden die ersten vereinzelt auftretenden *Microcystis aeruginosa*- und *Microcystis flos-aquae*-Kolonien in der Probe vom 7. Juni im Ruster Plankton verzeichnet, *Microcystis* sp. 2 und *Chroococcus limneticus* häufig. In den im Juli vor Rust gezogenen Planktonproben (1. 7. und 7. 7.) konnte keine *Microcystis*-Art festgestellt werden.

Microcystis sp. 1 wurde das erste Mal in der Probe vom 9. August 1983 in sehr großer Anzahl vorgefunden, *Microcystis aeruginosa* und *Microcystis flos-aquae* konnten nicht beobachtet werden, *Microcystis Wesenbergii* war nur sehr selten und als alte Kolonie in der Probe zu finden, *Chroococcus limneticus* trat sehr häufig auf. In den weiteren Planktonproben (25. 10. 1983 Rust, 24. 11. 1983 Illmitz, 22. 2. 1984 Purbach und 19. 3. 1984 Purbach) dominierte *Microcystis* sp. 2 von den Blaualgen, *Microcystis* sp. 2 und *Chroococcus limneticus* waren selten bis häufig zu finden, *Microcystis aeruginosa, Microcystis Wesenbergii* und *Microcystis flos-aquae* konnten nicht festgestellt werden. Sogar während des Winters zeigte *Microcystis* sp. 1 eine Massenentwicklung unter der Eisdecke.

Zusammenfassung:

1982 dominierten die coccalen wasserblütebildenden Blaualgen *Microcystis aeruginosa, Microcystis flos-aquae* und *Microcystis Wesenbergii,* während ab August 1983 *Microcystis* sp. 1 in den Vordergrund rückte und diese ablöste. Die erstgenannten Algen bildeten während der Sommermonate 1982 eine Wasserblüte, *Microcystis* sp. 1 hingegen trat von August 1983 bis März 1984 in Massenentwicklung auf. Eine Wasserblüte im engeren Sinn (FOTT 1971) konnte nicht festgestellt werden.

Gleichzeitig mit dem verstärkten Auftreten von *Microcystis flos-aquae* im Sommer 1982 wurde eine starke Geruchsbelästigung festgestellt (lokal), die auf die von dieser Alge abgegebenen flüchtigen Exkretstoffe zurückzuführen sind.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

Tab. 1: Planktonanalyse: Abundanzbestimmung der Blaualgenarten und der an der Wasserblüte beteiligten Grünalge *Botryococcus braunii.*

	Datum	Entnahmestellte	*Microcystis aeruginosa f. aeruginosa*	*Microsystis aeruginosa f. flos-aquae*	*Microcystis Wesenbergii*	*Microcystis sp. 1*	*Microcystis sp. 2*	*Chroococcus limneticus*	*Botryococcus brauniti*
	31. 3. 1982	Neusiedl	—	—	—	—	s s	h	h
		Breitenbrunn	s s	—	—	—	s	h	s
		Rust	—	—	—	—	s s	h	s
		Mörbisch	s s	—	—	—	s	h	s s
	5. 5. 1982	Rust	—	—	—	—	s	s h	s s
	14. 6. 1982	Rust	s s	—	—	—	—	s	s
	28. 6. 1982	Rust	s h	—	—	—	s s	—	h
		Mörbisch	s h·	—	—	—	s s	—	h
+	2. 8. 1982	Rust	h	s h	s h	—	s s	h	h
		Mörbisch	s h	s h	s h	—	s s	h	h
A	31. 8. 1982	Rust	10 %	—	90 %	—	—	s	s h
		Mörbisch	—	s h	s h	—	—	s	s h
	29. 10. 1982	Rust	s s	s s	s s	—	s h	h	s h-m
	23. 11. 1982	Rust	—	s s	—	—	h	h	m
	26. 4. 1983	Rust	—	—	s s	—	s h	—	h
	7. 6. 1983	Rust	s	s	—	—	h	h	h
	1. 7. 1983	Rust	—	—	—	—	—	s s	s h
	7. 7. 1983	Rust	—	—	—	—	—	s s	s h
	9. 8. 1983	Rust	—	—	s s	s h	h	s h	h
	21. 9. 1983	Rust	—	—	s s	h	s h	h	s h-m
	23. 9. 1983	Rust	s	—	s	—	s	s h	s h-m
	25. 10. 1983	Rust	—	—	—	s h	s	s	s h
	24. 11. 1983	Illmitz	—	—	—	s h	s	s s	s h
	22. 2. 1984	Purbach	—	—	—	s h	s h	s s	s
	19. 3. 1984	Purbach	—	—	—	s h-m	h	s h	s h

s s sehr selten
s selten
h häufig
s h sehr häufig
m massenhaft

* *Euglenen-* und *Pediastrum — Massenentwicklung*
\+ Wasserblüte der *Microcystis-Arten*
A Auftrieb (Wasserblüte)

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

5.2. Isolierung der Algen und Testung der Nährmedien

Nach der Anzucht in einem undefinierten Nährmedium, das Zusätze von Erddekokt und steril filtriertem Neusiedler See-Wasser enthielt, wurden die Algen schrittweise in definierte Nährlösungen übergeführt. Von den neun getesteten Nährmedien (Tab. 2) erwies sich das ALLEN & ARON- (1955), das mod. GORHAM- (MATULOVA 1979) und das JÜTTNER-Medium (1976) als die geeignetsten. Als günstigstes wurde das JÜTTNER-Medium (Tab. 3) für weitere Untersuchungen herangezogen. Diese Nährlösung enthält 8 mM = 112 mg NO_3-N/l, eine Konzentration, die dem tausendfachen Nitratgehalt im Neusiedler See entspricht.

Tab. 2: Wirkung der Nährmedien auf das Wachstum von *Microcystis aeruginosa f. aeruginosa, Microcystis aeruginosa f. flos-aquae* und *Microcystis Wesenbergii.*

Nährmedium	*Microcystis aeruginosa f aeruginosa*	*Microcystis aeruginosa f. flos-aquae*	*Microcystis Wesenbergii*
Blaualgennährlösung (Inst. f. Pfl. phys, Wien)	kein Wachstum		
BG-11 (STAINER 1979)			
mod. HUGHES et al. (ALLEN 1968)			
KESSLER (GRÄF & BAIER 1981)			
PRINGSHEIM & KOCH (SCHLÖSSER 1982)	+	+	+
SOMMER (1979)	+ —	+ —	—
ALLEN & ARNON (1955)	+	+ —	—
Mod. GORHAM	+	+	+ —
JÜTTNER (1976)	+	+	+ —

sehr gutes Wachstum
geringes Wachstum
kein Wachstum

Tab. 3: Nährmedium nach JÜTTNER (1976)

$CaCl_2$	0,6 mM	H_3BO_3	10,0 µM
$NaNO_3$	8,0 mM	$MnCl_2$	10,0 µM
K_2HPO_4	0,4 mM	Na_2MoSO_4	2,0 µM
$MgSO_4$	0,4 mM	$ZnSO_4$	0,2 µM
$NaHCO_3$	20,0 mM	$CuSO_4$	0,2 µM
NaFeEDTA	10,0 µM	$CoSO_4$	0,2 µM

pH 8,0
1,5 % Bacto Agar, Merck

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

5.3. Testung der Microcystis — Arten auf die Fähigkeit zur Bindung molekularen Stickstoffs

Bei mehreren Versuchsansätzen von *Microcystis aeruginosa f. aeruginosa* und *Microcystis aeruginosa f. flos-aquae* in den Nährmedien von SOMMER (1979), ALLEN & ARNON (1955), GORHAM mod. (MATULOVA/ 1979) und JÜTTNER (1976), bei denen nur die Stickstoffverbindungen weggelassen wurden, zeigte sich kein Wachstum, sondern vielmehr ein Ausbleichen und Absterben der Algen. Daraus läßt sich ableiten, daß molekularer Stickstoff nicht als Stickstoffquelle dienen kann.

Das gleiche Ergebnis brachte die Anwendung der Azethylenmethode (IBP-Handbook Nr. 23, 1979). Mit *Microcystis aeruginosa f. aeruginosa* und *Microcystis aeruginosa f. flos-aquae* als Testorganismen konnte innerhalb von zwei Stunden und auch nach 24 Stunden keine Reduktion des Azethylens zu Äthylen festgestellt werden.

Das Unvermögen von *Microcystis,* unter Kulturbedingungen molekularen Stickstoff zu binden, weist darauf hin, daß das auch im See nicht möglich ist.

WILLLIAMS & BURRIS (1952) wiesen dies mit der N^{15}-Methode nach (u. a. für *Diplocystis* = Microcystis aeruginosa).

5.4. pH-Wert

In schnell wachsenden Kulturen mit hoher Biomasse steigt der pH-Wert stark an (von 7 auf 9 bis 11). Trotzdem scheint dessen Einfluß relativ gering zu sein, da Microcystis aeruginosa zwischen pH 7 und 10 gut wächst und ein breites Optimum zwischen pH 9 und 10 hat (GERLOFF et al. 1952, MC LACHLIN & GORHAM 1962, OKINO 1973, ZEHENDER 1963). Außerdem entspricht der pH-Wertanstieg den natürlichen Bedingungen während einer Wachstumsperiode. Die hohen pH-Werte sind demnach nicht Ursache einer Massenentwicklung von Blaualgen, sondern deren Folge durch übermäßigen Verbrauch von Kohlendioxid und Bikarbonaten bei starker Photosyntheseleistung.

5.5 Temperatur

Der Temperatureinfluß auf das Wachstum von *Microcystis aeruginosa* und *Microcystis flos-aquae* wurde in verschiedenen Stufen von 15° C bis 60° C geprüft. Als optimaler Temperaturbereich erwiesen sich Werte zwischen 25° C und 30° C. Die Testung des Wachstumsverlaufs erfolgte unter Kurztagbedingungen mit einem hell/dunkel Rhythmus von 8/16 Stunden. *Microcystis flos-aquae* zeigte bei einer Temperatur von 30° C (Abb. 5) einen viel steileren Anstieg als *Microcystis aeruginosa* (Abb. 6).

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

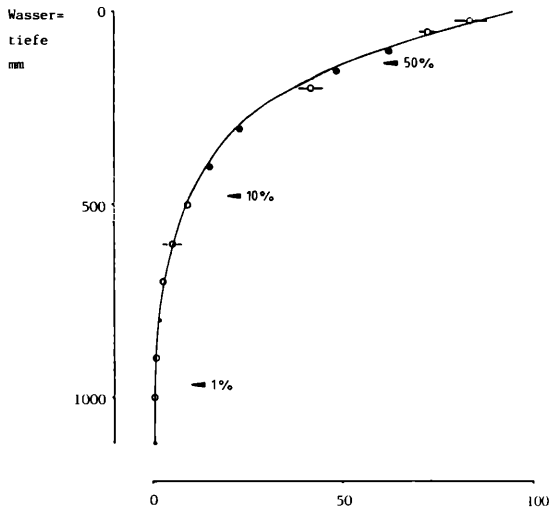


Abb. 5: Microcystis flos aquae
Wachstumsverlauf bei 30 ° C und Kurztagbedingungen von 8 h Licht und 16 h Dunkelheit;
Incolum: 15 ug Chl.a/1 (≙1 bei der graph. Darstellung)

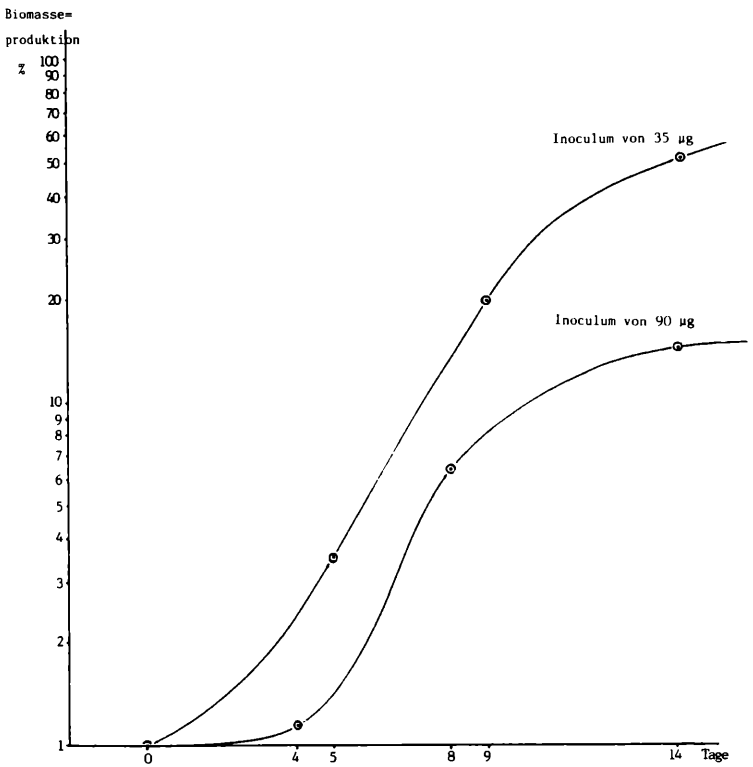


Abb. 6: Microcystis aeruginosa
Wachstumsdynamik bei 30° C und Kurztagbedingungen von acht Stunden Licht und sechzehn Stunden Dunkelheit; Verwendung verschiedener Inocula (90 µ. 35 ug Chl.a/1 ≙ 1)

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

Bei einer Temperatur von 25° C wuchsen die beiden Arten um das 2-3-fache schneller als bei 18° C; bei 15° C wurde nur geringes Wachstum verzeichnet. Wie im Verlauf von Resistenzuntersuchungen und Konservierungsversuchen festgestellt werden konnte, halten *Microcystis aeruginosa, Microcystis flos-aquae* und *Microcystis Wesenbergii* auch Temperaturen unter 0° C stand. Für diese Tests wurden die Algen auf —20° C tiefgefroren und nach verschieden langer Verweilzeit aufgetaut und erfolgreich weiterkultiviert. NICKLISCH & KOHL (1983) und KAPPERS (1984) untersuchten unter Dauerbeleuchtung die spezifische Wachstumsrate von *Microcystis aeruginosa* in Abhängigkeit von Lichtintensität und Temperatur. Nach NICKLISCH & KOHL (1983) ist das untere Wachstumslimit bei 10° C, das Temperaturoptimum bei ca. 27,7° C und bei 30° C zeigte die Wachstumsrate bereits einen signifikanten Abstieg. Das untere Temperaturlimit lag bei den vier von KRÜGER & ELOFF (1978) untersuchten *Microcystis aeruginosa*-Stämmen zwischen 10,5 und 13,5° C. Die von KAPPERS (1984) getestete *Microcystis aeruginosa,* Stamm RID-2, zeigte kein Wachstum unter 13° C, außerdem geht aus ihren Untersuchungen hervor, daß das Wachstum von *Microcystis aeruginosa* bei niederen Temperaturen stark von der Lichtintensität abhängig ist. Im Gegensatz dazu fand POST et al. (1981 in KAPPERS 1984) keine Abhängigkeit bei der fädigen Blaualge *Oscillatoria argardhii.*

5.6. Lichtintensität, Tageslängen, intermittierendes Licht

Als optimale Lichtquelle erwies sich die auf das Chlorophyll a abgestimmte Kombination von Leuchtstoffröhren. Cool-white-Beleuchtung wirkte nicht so fördernd.

Bei einer Temperatur von 28°C wurden Lichtintensitäten von ca. 300 bis 20.000 lx getestet, wobei sich Werte von 1000—2000 lx als optimal erwiesen. Auch folgt, daß diese Blaualge autotrophes Wachstum bei weit geringeren Lichtintensitäten als ihre potentiellen Konkurrenten (z. B. *Aphanizomenon,* nach ZEVENBOOM 1983) aufrechterhalten können.

Die natürlichen Lichtverhältnisse im Neusiedler See kommen dieser Schwachlichtalge zugute. Stichprobenartige Lichtmessungen ergaben in der freien Seefläche bei Windstille in 65 cm Tiefe noch 10% des Oberflächenlichtes, jedoch schon bei schwachem Wind (Windstärke 2 nach der BEAUFORT-SKALA) nur mehr 1%, während bei Windstille 1% erst in 130 cm Wassertiefe herrschte (Abb. 7).

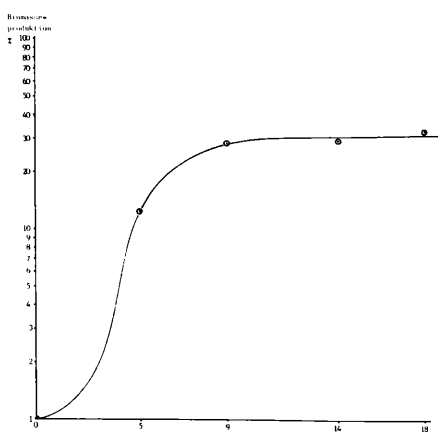


Abb. 7: Relativer Lichtgenuß in Abhängigkeit von der Wassertiefe
Seemitte (Rust) 19. 7. 1983
100 % 2 mm Tiefe (benetzt)

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

Nach den im Labor ermittelten optimalen Lichtintensitäten hat *Microcystis* das Lichtoptimum bei Windstille an der Schlammoberfläche, bei Windstärke 2 nach der Beaufort-Skala in 70—80 cm Tiefe. Dazu kommt aber noch, daß durch die ständige Turbulenz des Wassers die Algen immer nur kurze Zeit dem Licht ausgesetzt sind. Diese Tatsache führte zu einem Versuchsansatz, bei dem die Algen in einem Wechsel von 30 Minuten Licht zu 30 Minuten Dunkel (durch 24 Stunden hindurch) kultiviert wurden. Dabei zeigte sich, daß in diesem intermittierenden Licht innerhalb von 10 bzw. 14 Tagen die Produktion an Biomasse von *Microcystis aeruginosa* und *Microcystis flos-aquae* auf das 3—4-fache gegenüber dem normalen Kurztag von 8/16-Stunden-Rhythmus anstieg (Abb. 8 und 9). Unter Verwendung des Nährmediums nach JÜTTNER (1976) wurde mit 24.0 μmol Photonen m^{-2} s^{-1} (μE) beleuchtet.

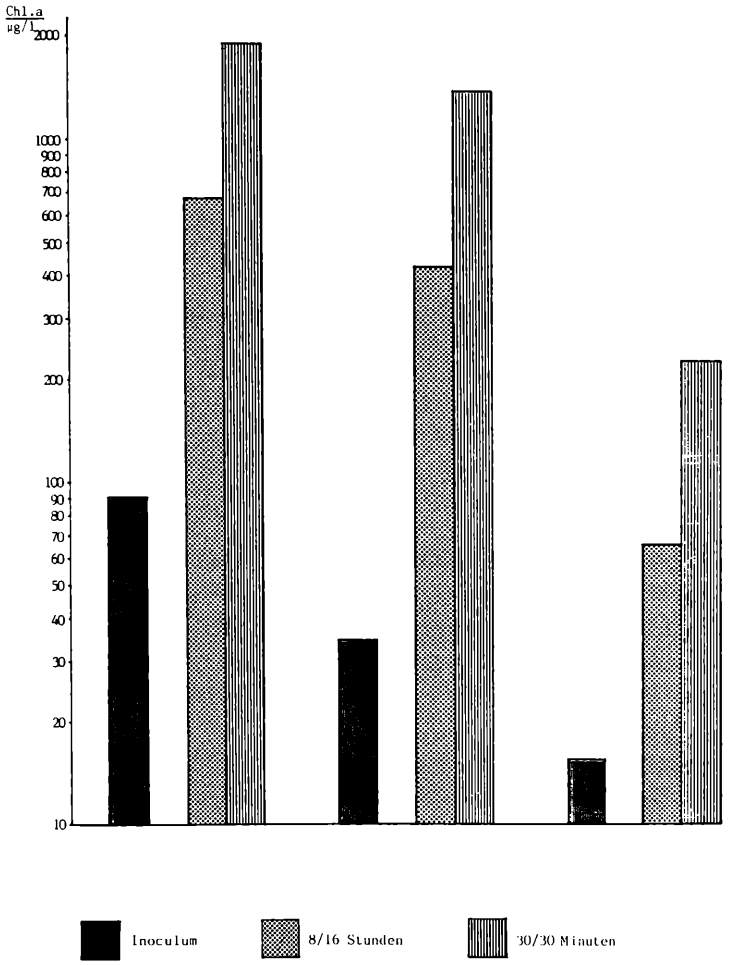


Abb. 8: Microcystis aeruginosa: Lichteinfluß auf Produktion

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

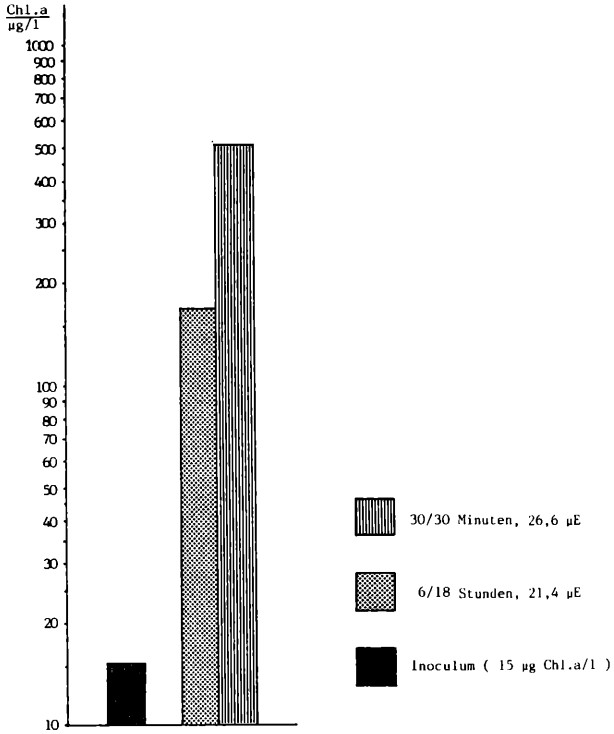


Abb. 9: Microcystis flos-aquae: Lichteinfluß auf Produktion
Das Wachstum bei verschiedenen Licht-/Dunkelperioden im Zeitraum von 14 Tagen; verwendet wurde das Nährmedium nach Jüttner (1976).

5.7. Biotests

Bei den Biotests mit den Wasserproben der in Kapitel 3 beschriebenen Standorte wurde die Produktion an Algenbiomasse mit der Chlorophyllmethode ermittelt. Die Ergebnisse wurden als Vielfaches des Inoculums dargestellt. Dieses wurde mit 1 angenommen, um die Ab- und Zunahme an Biomasse besser darstellen zu können. Von jeder Wasserprobe wurde von mindestens vier Paralleltests der arithmetische Mittelwert errechnet und für die Korrelationsanalyse verwendet.

Bei der Korrelation folgender Parameter konnte keine signifikante Korrelation mit der Produktion an Algenbiomasse festgestellt werden: Temperatur (°C), pH, Leitfähigkeit (µS/cm), COD roh (mg/l), COD filtriert (mg/l), TOC roh (mg/l), TOC filtriert (mg/l), NH_4-N (mg/l), NO_3-N (mg/l), PO_4-P (mg/l), Ges. P roh (mg/l), CL^- (mg/l), Ca^{2+} (mg/l), Mg^{2+} (mg/l) und Chlorophyll a (Produktionsfaktor).

Hingegen zeigen die saisonalen Mittelwerte eine hohe (r = 0,946) Abhängigkeit der *Microcystis aeruginosa* — Zuwachsrate von der vorhandenen Ammoniumstickstoffmenge (Tabelle 4). Für diese Analyse wurden nur die Werte von Ammoniumstickstoff, Nitratstickstoff, Gesamtstickstoff, Orthophosphat und Chlorophyll a verwendet.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

Tab. 4: *Microcystis aeruginosa*, Korrelationsanalyse:
Biomasseproduktion in Abhängigkeit von Stickstoff- und Phosphorgehalten der Standortwässer
(die Werte sind als 0, . . zu verstehen).

	Ges. N	NH_4-N	NO_3-N	PO_4-P	Chl. a
Ges.N	•	452	982	-76	460
NH_4-N		•	276	-89	946
NO_3-N			•	-64	297
PO_4-P				•	-280
Chl. a					•

Vor allem aber die einmal total hemmende (1/2 Biomasse des Inoculums) und ein anderes Mal extrem fördernde (8-fache Biomasse) Wirkung des Wulkawassers kann durch die in den Tabellen aufgelisteten Parameter nicht erklärt werden und läßt auf eine zeitweise Kontamination mit Giftstoffen schließen. Ein Versuch mit an zwei Wulkastandorten (Schützen und letzte Brücke bei Oggau) an einem Tag (16. 3. 1984) entnommenen Proben ergab eine sehr unterschiedliche Wirkung auf das Algenwachstum.

In den Wintermonaten Jänner bis April 1984 erstreckte sich der Einfluß des Wulkadeltas weiter in den Schilfgürtel, wie an den Nitrat- und Phosphatwerten erkannt werden kann (Tab. 5, 6, 7, 8).

Die mit *Microcystis flos-aquae* getesteten Proben vom 23. 5. 1984 und 6. 6. 1984 zeigten an keinem Standort eine fördernde Wirkung auf das Wachstum der Testalgen. Es wurde vielmehr eine hemmende bis letale Reaktion beobachtet.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

SEEMITTE

Datum	Temp °C	pH	LF µS/cm	COD roh mg/l	COD filt. mg/l	TOC roh mg/l	TOC filt. mg/l	NH_4-N mg/l	NO_3-N mg/l	PO_4-P mg/l	Ges.P roh mg/l	Ges.P filt. mg/l	Cl^- mg/l	Ca^{2+} mg/l	Mg^{2+} mg/l		Biotest Produktionsfaktor Inoculum = 1	
1. 7.83	21,4	8,97	2030	35,9	35,5	12,9	12,9	0,077	0,068	0,030	0,064	0,031	194,3	23,2	114,8		1,4	(R)
7. 7.83	26,0	8,95	1950	27,3	26,9	10,0	9,2	0,113	0,086	0,030	0,073	0,041	216,3	31,1	117,2		1	(R)
19. 7.83	29,5	9,02	2000	41,6	33,2	14,2	11,8	0,132	0,095	0,063	0,118	0,079	224,4	194,8	12,1		0,94	(R)
25.10.83	—	—	—	54,2	40,2	20,9	14,3	0,178	0,083	0,077	0,185	0,134	237,0	21,6	128,4		3	(R)
24.11.83	—	9,27	2300	43,3	—	—	—	0,19	0,08	0,044	0,052	—	250,0	36,1	131,0	roh		
		8,86	2480	—	127,4	—	—	37,10	0,11	0,016	—	0,017	218,0	—	—	filt.	4	(I)
22. 2.84	—	8,92	2250	40,3	36,0	14,0	13,1	0,417	0,181	0,043	0,165	0,049	23,6	27,3	121,6		0,3	(P)
19. 3.84	4,0	8,86	2020	65,4	39,6	22,5	13,7	0,186	0,075	0,039	0,166	0,046	218,4	30,5	116,7		2,8	(P)
6. 6.84	—	8,83	2090	38,9	32,3	—	—	0,138	0,093	0,037	0,087	0,052	220,6	28,1	135,2		0,7	(O)

Tab. 5: Ergebnisse der Biotests und der chemischen Analysen: *Microcystis aeruginosa*
R Rust, I Illmitz, P Purbach, O Oggau.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

Datum	pH	LF	COD roh	COD filt.	TOC roh	TOC filt.	NH_4-N	NO_3-N	PO_4-P	Ges.P roh	Ges.P filt.	Cl^-	Ca^{2+}	Mg^{2+}	Biotest Produktionsfaktor Inoculum = 1	
		µS/cm	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l		
1. 7.83	8,44	930	43,3	11,9	14,5	4,8	0,123	5,795	0,410	0,581	0,530	203,5	32,5	123,0	3	(O-P)
7. 7.83	8,25	940	19,4	11,5	7,3	4,5	0,113	6,900	0,488	0,801	0,694	53,2	120,8	37,2	0,4	(O-P)
19. 7.83	8,22	980	15,5	12,6	5,6	4,1	0,105	7,619	0,125	0,130	0,130	58,2	89,8	18,5	0,5	(O-P)
19. 1.84	8,63	900	19,0	13,1	6,8	5,2	1,974	5,438	0,207	0,539	0,274	66,7	123,4	51,1	8	(S)
22. 2.84	8,03	960	20,8	13,1	6,7	4,8	3,167	6,182	0,371	0,621	0,398	59,6	121,8	52,5	2	(S)
16. 3.84	8,44	960	21,6	17,2	8,0	6,3	1,732	2,925	0,234	0,419	0,297	53,9	127,5	60,7	0,7	(O-P)
	8,48	980	17,2	14,7	6,0	5,1	1,268	4,988	0,273	0,424	0,323	53,2	128,3	57,1	6,8	(S)
19. 3.84	8,33	860	17,2	12,9	6,0	4,8	1,237	5,250	0,195	0,429	0,300	44,3	113,0	52,3	7	(S)
23. 5.84	7,92	800	29,9	28,1	11,0	10,7	1,011	4,756	0,351	0,452	0,360	39,7	108,2	38,4	5,3	(O-P)
6. 6.84	7,76	790	23,4	16,8	—	—	0,241	6,107	0,333	0,580	0,346	39,0	85,0	52,5	0,0	(O-P)

Tab. 6: Ergebnisse der Biotests und der chemischen Analysen: *Microcystis aeruginosa*

S. .Schützen, O-P letzte Straßenbrücke zwischen Oggau und Purbach.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

Datum	pH	LF	COD roh	COD filt.	TOC roh	TOC filt.	NH_4-N	NO_3-N	PO_4-P	Ges.P roh	Ges.P filt.	Cl^-	Ca^{2+}	Mg^{2+}	Biotest Produktionsfaktor Inoculum = 1	
		µS/cm	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l		
7. 7.83	7,9	940	20,7	18,5	7,8	6,0	0,047	0,090	1,125	1,300	1,294	58,21	124,3	57,2	1,5	
19. 7.83	7,94	980	35,3	22,7	13,2	8,0	0,132	0,095	0,380	0,500	0,400	64,5	190,8	17,5	1,5	(C)
	7,93	940	23,9	21,6	8,7	7,0	0,053	0,048	0,750	0,830	0,750	56,7	129,1	55,9	1,5	(C-D)
9. 8.83	7,69	800	27,4	21,3	10,3	7,9	0,160	0,190	1,091	1,379	1,254	49,6	115,4	34,0	—	(C)
	7,86	800	138,0	28,3	46,8	10,3	0,16	0,304	1,000	2,553	1,073	50,4	125,0	39,4	—	(C-D)
19. 1.84	8,22	880	12,2	11,8	4,4	4,3	0,158	6,125	0,241	0,283	0,242	57,4	121,8	54,5	2	(C)
22. 2.84	7,70	980	13,1	12,7	4,8	4,2	0,083	7,545	0,200	0,269	0,226	57,4	131,5	48,1	1,6	(C)
	7,56	980	11,4	11,0	4,0	3,9	0,083	6,273	0,200	0,235	0,218	55,3	108,2	65,2	1,0	
19. 3.84	8,02	950	17,2	9,5	6,1	3,4	0,124	2,588	0,218	0,278	0,226	55,0	122,2	55,9	4,8	(C)
	7,99	980	16,7	14,2	5,9	5,0	0,093	2,588	0,195	0,239	0,221	56,0	121,0	55,4	2,8	(C-D)
23. 5.84	7,44	780	32,0	31,2	12,7	10,8	0,117	0,220	0,464	0,514	0,481	35,5	107,4	40,4	0,0	(C)
	7,52	800	28,5	16,7	10,5	6,3	0,078	0,183	0,429	0,478	0,454	39,0	104,2	44,7	1,4	(C-D)
6. 6.84	7,59	860	16,4	14,6	—	—	0,103	0,129	0,393	0,483	0,422	39,7	123,4	55,4	0,4	(C)
	7,65	880	11,9	11,5	—	—	0,103	0,571	0,370	0,437	0,393	40,4	105,0	64,2	0,5	(C-D)

Tab. 7: Ergebnisse der Biotests und der chemischen Analysen: *Microcystis aeruginosa* und C-D siehe Abb. 1 bis 4 (Wulkadelta)

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

SCHILFKANAL

Datum	Temp	pH	LF	COD roh	COD filt.	TOC roh	TOC filt.	NH_4-N	NO_3-N	PO_4-P	Ges.P roh	Ges.P filt.	Cl^-	Ca^{2+}	Mg^{2+}	Biotest Produktionsfaktor Inoculum = 1	
	°C		µS/cm	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l	mg/l		
7. 7.83	24,3	8,10	2120	42,3	34,4	15,1	12,4	0,147	0,103	0,038	0,041	0,038	241,8	138,3	57,9	1,9	(R)
19. 7.83	27,2	8,35	2200	44,5	39,8	15,3	14,0	0,105	0,095	0,088	0,125	0,098	252,5	225,2	21,5	2,0	(R)
	—	—	—	—	138,0	—	—	1,071	—	0,037	—	0,054	484,0	—	—	1,9	(I)
22. 2.84	—	7,50	2240	163,0	139,0	58,4	50,3	0,853	0,136	0,728	0,866	0,751	225,5	78,6	141,0	0,6-1,3	(P)

Tab. 8: Ergebnisse der Biotests und der chemischen Analysen: *Microcystis aeruginosa*
R . . Rust, Schilfkanal bei Nr. 60. I . Illmitz, P . Purbach.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

5.8. Stickstoff- und Phosphoreinfluß

Der von den Blaualgen (Cyanobacterien) als PO_4^--Ion aufgenommene [illegible] Phosphor kann zu Zeiten optimaler P-Versorgung im Überschuß aufgenomm[illegible] Polyphosphat gespeichert werden. Nach Untersuchungen von ZAISS [illegible] *Oscillatoria redekei* auch RNA, nicht aber DNA, und kurzfristig auch ATP [illegible] dienen. (Stickstoff siehe 5.8.).

Um festzustellen, ob nun Phosphat oder Nitrat für Microcystis aeru[illegible] Neusiedlersee förderlicher sei, wurde eine Wasserprobe von Seemitte (Rust 25. 1[illegible] verschiedenen Phosphat- und Nitratkonzentrationen, sowie deren verschiedene[illegible] nationen angereichert, als Kontrolle diente das Nährmedium nach JÜTTNER [illegible] Meßwerte des Seemitte-Wassers vom 25. 10. 1983, das für die Versuchsreihe [illegible] wurde, sind:
NH_4-N: 0,178 mg/l, NO_3-N: 0,083 mg/l, PO_4-P: 0,077 mg/l, Cl^-: 237 mg/l, Ca [illegible] MG^{2+}: 128,4 mg/l, Schwebstoffe 207 mg/l, COD roh 54,2 mg/l, COD filt. 40,2 [illegible] roh 20,9 mg/l, TOC filt. 14,3 mg/l.

Beim Vergleich mit der Kontrolle wurde festgestellt, daß im Nährmed[illegible] JÜTTNER (1976) nur 1/3 — 1/4 der Biomasse vom Seemitte-Wasser ohne Zusatz [illegible] wurde. Der Vergleich von gekochtem und steril filtriertem Seewasser mit unge[illegible] Seewasser brachte keinen relevanten Unterschied. Im Seemitte-Wasser mit Stickstoffzusatz zeigte sich eine deutliche Förderung der Produktion an Biomas[illegible] Maximum bei Zusatz von 12 mg Nitratstickstoff/l zeigte, bei 56 mg/l geringer wa[illegible] Zusatz von 112 mg/l aber bereits überoptimal war und eine Hemmung verursach[illegible] und 11).

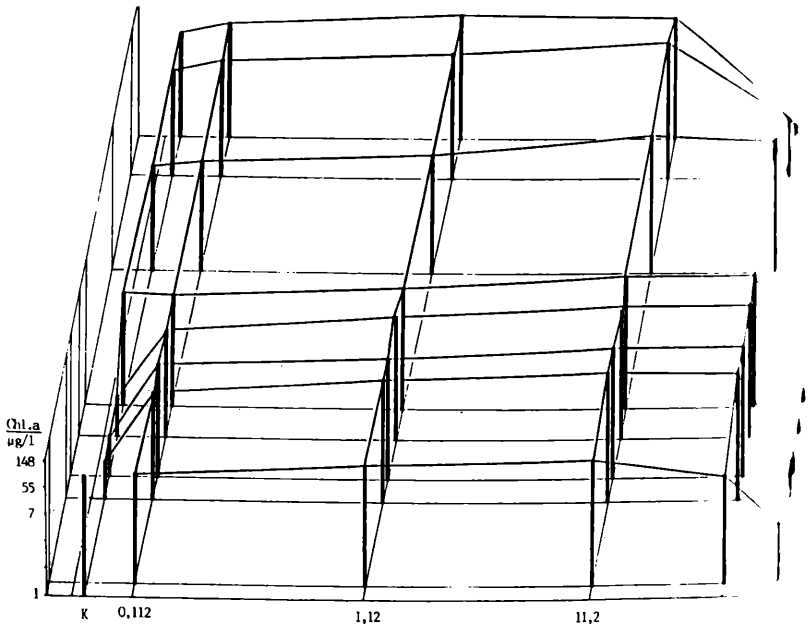
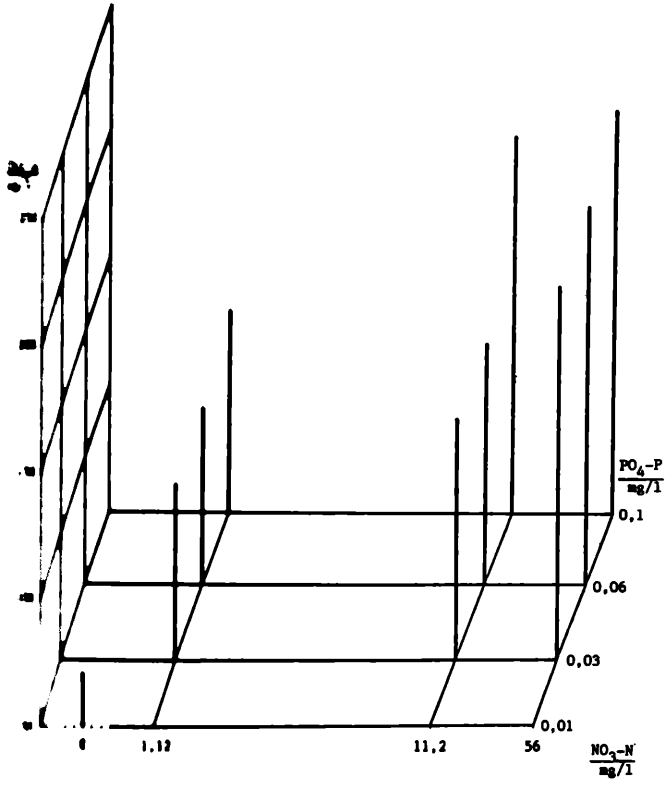


Abb. 10: Microcystis aeruginosa: Produktion in Abhängigkeit von verschiedenen Stick[illegible] sphatzugaben. Versuchswasser: Seemitte, 25. 10. 1983

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at



[illegible] Produktion in Abhängigkeit von verschiedenen Stickstoff- und Pho-[illegible] Seemitte, 25. 10. 1983

[illegible] Konzentration entspricht der im Jüttner-Medium enthaltenen und einer 1000-[illegible] Wasserkonzentration.

[illegible] Konzentration von 12 mg Nitratstickstoff/l, die einer 100-fachen [illegible] Konzentration entspricht, wurde auch in einer Versuchsreihe mit definierter [illegible] festgestellt.

[illegible] man eine Versuchsreihe mit steigenden Phosphatzusätzen (Abb. 10 und 11), [illegible] deutlicher Effekt: die im Seewasser ursprünglich schon vorhandenen 0,077 [illegible] dürften für das Wachstum schon genügen. Gaben über 10 mg PO_4-P/l wirkten [illegible]

[illegible] Versuch wurde mit Seemitte-Wasser vom 24. 11. 1983 (Abb. 11) wiederholt, und [illegible] die gleichen fördernden Wirkungen des Nitratstickstoffes festgestellt werden. Bei [illegible] wurde auch das Filtrat der einzelnen Stickstoffzusatzreihen chemischen [illegible]

[illegible] fördern das Wachstum, doch Werte über 11,2 mg NO_3-N/l können in [illegible] Versuchsdauer nicht mehr aufgezehrt werden.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

Microcystis aeruginosa

Da in den ersten Biotests Wasser aus dem Wulkadelta trotz hoher Phosphatgehalte nur geringes Wachstum zeigte, das vielleicht durch die niedrigen Stickstoffgehalte verursacht wurde, lag es nahe, durch Zusatz von Nitrat das Wachstum der Algen zu fördern. Auch hier zeigte sich deutlich die wachstumsfördernde Wirkung der Stickstoffgaben bis zu 56 mg/l (Abb. 12, Tab. 9).

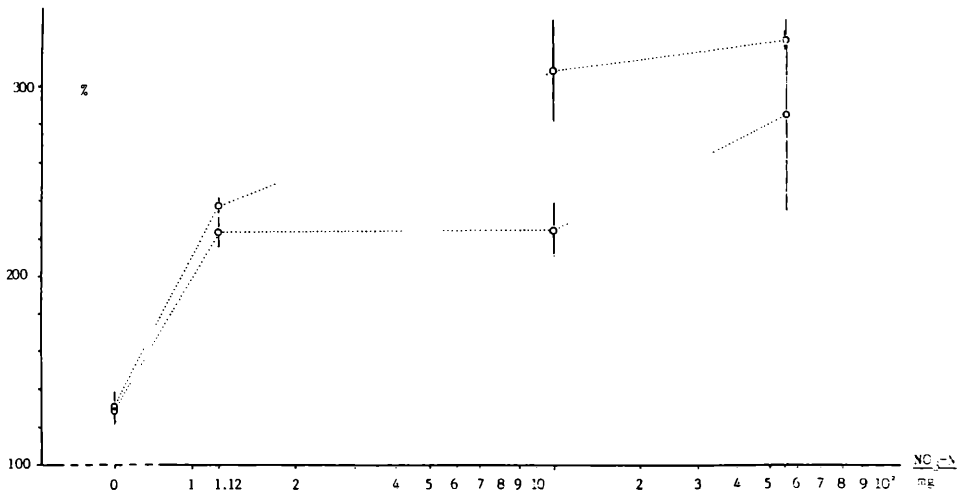


Abb. 12: Microcystis aeruginosa: Produktion in Abhängigkeit von verschiedenen Nitratstickstoff-Konzentrationen
Wasserproben: 19. 07. 1983
Anzahl der Parallelversuche: 4

Warum sich das Wasser der beiden Standorte C und C-D, die ca. 300 m voneinander entfernt liegen, in seiner Wirkung so stark unterschied, kann aus den gemessenen Parametern nicht abgeleitet werden. Mögliche Spurenstoffe sollten daher in künftigen Versuchswässern analysiert werden.

Die gleichen Tests wurden mit Proben vom 6. 6. 1984 wiederholt und zeigten das gleiche Ergebnis wie die vom 19. 7. 1983. Von den Anreicherungsversuchen vom 9. 8. 1983 und 23. 5. 1984 konnte bei den Standorten (C und C-D), Wachstumshemmung festgestellt werden. Auch die Ansätze ohne Stickstoffgaben verhielten sich so.

Microcystis flos-aquae

Microcystis flos-aquae zeigte weder mit noch ohne Stickstoffanreicherung Wachstum. Die Tests wurden mit Wasserproben vom 23. 5. 1984 und 6. 6. 1984 durchgeführt. Die Kontrolle im JÜTTNER-Medium (1976) wuchs wie bei *Microcystis aeruginosa* normal. Da diese Algen seit 1982 nicht mehr auftraten, könnte angenommen werden, daß andere Stoffe ihr Wachstum hemmen.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

Tab. 9: Chemiewerte (Abb. 12)

Entnahmest. 19.7.1983	NO_3-N-Zus. mg/l (mmol)	Ges.N mg/	P : N 1 :x	NO_3-N mg/l	NH_4 mg/l	NH_4 1 :	NH_3 x
Wulkadelta Punkt C	0,0	0,237	1 : 0,62	0,095	0,132	1 :	0,72
	1,12 (0,08)	1,357	1 : 3,57	1,215	0,132	1 :	9,20
	11,2 (0,80)	11,437	1 : 30,1	11,295	0,132	1 :	85,57
	56,0 (0,4)	56,237	1 : 147,99	56,095	0,132	1 :	424,96
Wulkadelta Punkt C-D	0,0	0,101	1 : 0,14	0,048	0,053	1	0,91
	1,12 (0,08)	0,221	1 : 0,29	1,168	0,053	1 :	22,04
	11,2 (0,80)	11,301	1 : 15,07	11,248	0,053	1 :	212,23
	56,0 (0,4)	56,101	1 : 74,80	56,048	0,053	1 :	1057,51
Jüttner-Medium	112,0 (8,0)	112,0	1 : 20	112,0	0,0	—	—

Wulkadelta, Punkt C	Wulkadelta, Punkt C-D	
7,94	7,93	pH
980	940	uS/cm LF
64,5	56,7	mg/l Cl^-
35,3	23,9	mg/l COD - roh
22,7	21,6	mg/l COD - filt.
13,2	8,7	mg/l TOC -roh
8,0	7,0	mg/l TOC - filt.
0,132	0,053	mg/l NH_4 - N
0,095	0,048	mg/l NO_3 - N
0,38	0,75	mg/l PO_4 - P
0,50	0,83	mg/l Ges. P - roh
0,40	0,75	mg/l Ges. P - filt.
190,8	129,1	mg/l Ca^{2+}
17,5	55,9	mg/l Mg^{2+}

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

5.9. Ersetzbarkeit von Nitratstickstoff durch Ammoniumstickstoff

Stickstoff wird von den Blaualgen (Cyanobakterien) in Form von NH_4^+-, NO_3^--, NO_2^--Ionen oder molekularem N_2 aufgenommen, nicht verwendbar sind jedoch organische Stickstoffverbindungen.

Vom energetischen Standpunkt aus wäre die Bevorzugung der Aufnahme von Stickstoff in der oben genannten Reihenfolge der Formen zu erwarten. Molekularer Stickstoff kann nur von solchen Blaualgen, die Heterozysten besitzen, aufgenommen werden. Diese kommen im Plankton des Neusiedler Sees nicht vor. Daher kann bei den Versuchen auch der Stickstoffeintrag durch stickstoffixierende Blaualgenarten außer Acht gelassen werden. Dieser wird von verschiedenen Autoren sehr unterschiedlich beurteilt. So behauptet etwa SCHINDLER (1977), abgesehen von extremen Phosphorzugaben seien die fixierenden Blaualgen stets imstande, den der Phosphorkonzentration proportionalen Stickstoffgehalt durch Stickstoffaufnahme aus der Luft aufrechtzuerhalten, jedenfalls langfristig. Nach HORNE (1977) sei das aber eine Halbwahrheit. Die Stickstoffixierung nähme zwar nach Ausfällen eines Teiles des Phosphats ab, doch könnten dafür ebenso die stets gemeinsam mit dem Phosphor auftretenden Spurenmetalle, die dann mit ausfielen, verantwortlich sein. So benötigt etwa der Nitrogenasekomplex Molybdän und Eisen (HORNE 1974, GOLDMANN 1972).

TOPATSCHEWSKY & SIRENKO (1973) haben gezeigt, daß wasserblütenbildende Blaualgen den NH_4-N dem NO_3-N vorziehen, da sie im Vergleich zu Grünalgen eine geringere Nitratreduktase-Aktivität aufweisen. WARD & WETZEL (1980) kamen zu ähnlichen Ergebnissen: Nach ein- bis zweistündiger Vorkultur in NO_3-N-hältigem Medium wurde NH_4- und NO_3-N verwendet:

Der zur Angabe des Wachstums verwendete Faktor k ist nach STEIN (1973) wie folgt definiert:

$$k = \frac{\lg N_1/N_0}{t_1 - t_0} \times 3{,}322$$

dabei ist t in Tagen einzusetzen

Die Ergebnisse waren wie folgt:

	Faktor k	
verwendetes Medium	NH_4-N	NO_3-N
hohe Lichtintensität (1500 lx)	0,91	0,89
variable Lichtintensität	0,51	0,50
niedrige Lichtintensität (200 — 300 lx)	0,24	0,22

Bei allen in Betracht gezogenen Lichtintensitäten ergaben sich also höhere Wachstumsraten für NH_4-N.

KRATZ & MYERS (1955) sowie STEWART (1956) berichten jedoch auch über gegensätzliche Resultate: Im Nitratmedium würden höhere k-Werte gemessen als im Ammoniummedium. Nach WARD & WETZEL (1980) kann das aber auch auf die künstlichen Bedingungen im Labor (namentlich Lichtverhältnisse und/oder Stickstoffkonzentrationen) zurückzuführen sein.

Die vorliegenden Untersuchungen wurden bei Lichtintensitäten durchgeführt, die etwa der „hohen Lichtintensität" bei WARD & WETZEL (1980) entsprechen: 1200 lx. Allerdings wurde keine dauernde Beleuchtung verwendet, sondern ein Kurztag mit je 30 Minuten Hell-und Dunkelphase simuliert, was den Verhältnissen, denen die Algen im Neusiedler See bedingt durch die Wasserturbulenz ausgesetzt sind, am ehesten entspricht. Außerdem

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

wurden die Algen viel länger (etwa zehn Tage) in der Vorkultur (JÜTTNER-Medium, Tab. 2) belassen. Die Versuchsdauer wurde mit 14 Tagen angesetzt, zur statistischen Absicherung wurden jeweils vier Parallelversuche durchgeführt. Untersucht wurde die Ersetzbarkeit von NH_4-N durch NO_3-N. Dazu wurde das JÜTTNER-Medium (1976) derart modifiziert, daß NO_3-N soweit durch NH_4-N bei gleichbleibender Gesamtstickstoff-Konzentration ersetzt wurde, daß sich die Verhältnisse NH_4-N/NO_3-N = 9/0,8/1,4/5 und 0/9 ergaben. Abb. 13 zeigt die Ergebnisse für *Microcystis flos-aquae,* Abb. 14 für *Microcystis aeruginosa.* In den Abbildungen ist neben den absoluten Wachstumswerten auch jeweils die sich aus den Werten zugehöriger Parallelversuche ergebende Standardabweichung angegeben.

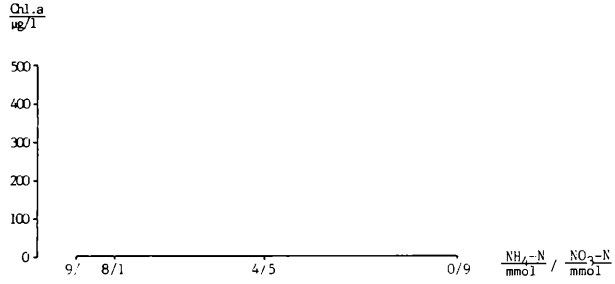


Abb. 13: Microcystis flos-aquae
Experiment zur Ersetzbarkeit von Nitrat-Stickstoff durch Ammoniumstickstoff
Standardabweichung: ○ 10≤ST≤20
● 40≤ST≤45
Anzahl der Parallelversuche: 4
Versuchsdauer: 14 Tage

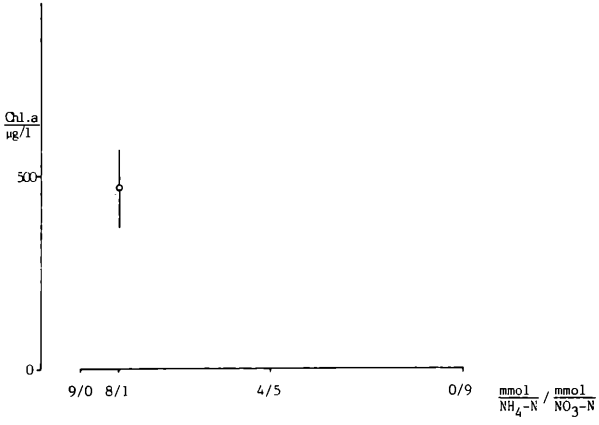


Abb. 14: Microcystis aeruginosa
Experiment zur Ersetzbarkeit von Nitrat-Stickstoff durch Ammoniumstickstoff
Standardabweichung: ○ 10≤ST≤15
● 25≤ST≤35
Anzahl der Parallelversuche: 4
Versuchsdauer: 14 Tage

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

Normiert auf die Ergebnisse der Produktion an Biomasse in reinem NH_4-N-Medium erhält man folgende Tabelle:

Verhältnis $\frac{NH_4\text{-}N}{NO_3\text{-}N}$	$\frac{9}{0}$	$\frac{8}{1}$	$\frac{4}{5}$	$\frac{0}{9}$
Microcystis flos-aquae	1,0	1,3	1,2	0,7
Microcystis aeruginosa	1,0	1,5	2,1	2,6

Microcystis flos-aquae zeigt also das beste Wachstum bei Vorhandensein von kombiniertem Nitrat- und Ammoniumstickstoff, *Microcystis aeruginosa* bevorzugt überhaupt den Nitratstickstoff.

SOMMER (1979) hat mit Grünalgen *(Pediastrum duplex)* aus dem Neusiedler See herausgefunden, daß kein nenneswerter Unterschied besteht, wenn man Stickstoff (gleicher Gesamtstickstoffgehalt vorausgesetzt) einmal als Ammonium- und einmal als Nitratstickstoff anbietet. Dabei wurden sowohl Algen verwendet, die vor dem Versuch ausreichend mit Stickstoff versorgt worden waren (Vorkultur NO_3-N) als auch solche, die vorher in stickstofffreier Nährlösung kultiviert worden waren.

6. Schlußfolgerungen

Bei der Beantwortung der Frage nach der Herkunft der Blaualgenblüte, ging man von der Annahme aus (HAMMER, mündlich), daß die Blaualgen im Schilfgürtel „entstünden" und dann durch Winddrift ausgeschwemmt würden. Nach den Planktonuntersuchungen und den Beobachtungen an Laborkulturen kann man aber nun schließen, daß die Algen als Einzelzellen im Detritus oder an den Trübstoffen haftend immer im Plankton vorhanden sind und sich bei günstigen Außenbedingungen rasch vermehren können.

Weiters zeigten floristische Algenuntersuchungen an vielen Stellen des Schilfgürtels (KUSEL, unpubliziert), daß im Schilf zahlreiche andere Blaualgen (*Oscillatoria* sp., *Gomphosphaeria* sp.), auch solche, die Stickstoff fixieren können (*Anabaena* sp., *Nostoc* sp., *Tolypothrix* sp.) vorkommen, aber niemals diese *Microcystis*-Arten.

Wie aus den Nährstoffuntersuchungen eindeutig zu erkennen ist, fördert Nitratstickstoff das Wachstum von *Microcystis aeruginosa* weit mehr als die Gaben von Orthophosphat. Daß Stickstoff eher Mangelfaktor im Neusiedler See ist als Phosphat zeigen die sinkenden P:N-Verhältnisse der letzten Jahre. HAERTEL (1976) stellte bei seinen Untersuchungen eines Steppensees geringer Tiefe, Lake Cochrane, fest, daß für *Microcystis aeruginosa* den begrenzenden Faktor die Stickstoffzufuhr, hauptsächlich in Form von Ammoniumstickstoff, darstellt. Der Einfluß von Phosphor wird hingegen als untergeordnet betrachtet.

Im gleichen Sinne wirkt sich die von STALZER (1982) festgestellte Denitrifikation, die beim breitflächigen Durchtritt der Wulka durch den Schilfgürtel eintritt, aus. Die dabei ausgelöste Remobilisierung von Phosphor wirkt sich dagegen nicht mehr fördernd aus, da schon die 10-mal geringere Phosphatkonzentration in Seemitte optimales Wachstum erlaubt. (Durch Anreicherung mit Phosphat konnte das Wachstum der Algen nicht weiter gefördert werden.) Die im Neusiedler See herrschende Turbulenz, die Wassertrübung und das variable Lichtangebot wirken vermutlich eher fördernd auf die Biomasseproduktion der getesteten Arten (*Microcystis aeruginosa* und *Microcystis flos-aquae,* Abb. 3 und 4).

Trotzdem ergibt sich aus den untersuchten Faktoren kein sicherer Anhaltspunkt für das Ausbleiben der Wasserblüte im Sommer 1983. Von großem Interesse wäre daher auch die Untersuchung des Einflusses der Spurenelemente, sowie anderer Parameter, wie Eisen- und Schwefelverbindungen, vor allem aber auch der in der Umgebung des Neusiedler Sees verwendeten Spritzmittel. Nach TOPATSCHEWSKY & SIRENKO (1973) kann Schwefel die Funktion des Phosphors übernehmen.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

Weiters sollte bedacht werden, daß die zivilisatorischen Eingriffe der letzten Jahre sicher nicht ohne Folgen auf die Algenentwicklung im Neusiedler See geblieben sind. Zur Errichtung von Seeterrassen und Badehütten wurden Erdaufschüttungen in größerem Ausmaß durchgeführt, z. T. dazu auch bestehende Müllhalden herangezogen. Erde und z. T. auch Abfälle gelangen vermehrt in den See. Auf den möglichen Einfluß auf die Algenpopulation verweist übrigens auch HAERTEL (1976). Seine Untersuchungen im Lake Cochrane sind insoferne interessant, da hier ebenfalls eine Wasserblüte von Microcystis aeruginosa in einem Steppensee geringer Tiefe auftrat.

Eine interessante Frage ist die nach den Exkretstoffen der *Microcystis*-Arten, einerseits aus badehygienischer Sicht wegen ihrer eventuellen Toxizität, aber auch wegen einer möglichen starken Geruchsbelästigung, andererseits können solche Stoffe andere Algenarten hemmen. Möglicherweise ist das Zurücktreten der Grünalgen Lobocystis dichotoma und Pediastrum duplex gegenüber früheren Jahren darauf zurückzuführen.

Die chemischen Analysen wurden in dankenswerter Weise von der Gewässeraufsicht Wulkaprodersdorf erstellt.

Die Chorophyllanalysen und -auswertungen wurden in der Bundesanstalt für Wassergüte in Kaisermühlen durchgeführt. Für die Arbeitsmöglichkeit sei Herrn Dir. Doz. Kohl, sowie Herrn Hofrat Slanina, Frau Dr. Kreimel, Herrn Dr. Rodinger und Herrn Wegel in der Abteilung Biologie gedankt.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

7. Literatur

ALLEN, M. M. 1968. Simple conditions for growth of unicellular blue-green algae on plates. — J. Phycol. 4, 1 — 4.

ALLEN & ARNON 1955. Studies on nitrogen-fixing blue-green algae II. The sodium requirement of Anabaena cylindrica. — Physiol. Plantarum (Copenh.) 8, 653.

BO RIEMANN, H. 1980. A note on the use of methanol as an extraction solvent for chlorophyll a determination. — Arch. Hydrobiol. Beih. Ergebn. Limnol. 14, 70 — 78.

BOURRELLY, P. 1979. Les Cyanophycees, algues ou bacteries? — Rev. Algol. N. S. 14, 5 — 9.

BRINGMANN, G., & K KÜHN, R. 1968. Bestimmung des trophischen Begrenzungsfaktors für Microcystis (Diplocystis) aeruginosa im BMT-Verfahren. — Gesundheitsingenieur 89, 247 — 252.

CASEY, H. & WALKER, S. M. 1981. Storage and Filtration of Water Samples. — International Environment & Safety

COOMBS, J. & HALL, D. O. 1982. Techniques in bioproductivity and photosynthesis. — Pergamon Press, Oxford - New York - Toronto - Sydney - Paris - Frankfurt.

CSAPLOVICS, E. 1982. Interpretation von Farbinfrarotbildern, Schilfkartierung Neusiedler See, Farb-IR-Luftbild-Interpretationskarte. — Geowiss. Mitt., H. 23, Wien.

DOKULIL, M. 1978. 10 Jahre Phytoplanktonstudien am Neusiedler See. — Schriften des Vereins zur Verbreitung naturwissenschaftlicher Kenntnisse in Wien (Bericht über das 117. und 118. Vereinsjahr), 161 — 175.

DOKULIL, M. 1979. Seasonal pattern of phytoplankton. — IN: Monographiae Biologicae (Edt. ILLIES J.). Dr. W. Junk bv Publishers The Hague- Boston-London. Vol. 37, 202 — 231.

DOKULIL, M. 1979. Phytoplankton primary produktion. — IN: Monographiae Biologieae (Edt. Illies, J.). Dr. W. Junk bv Publishers The Hague-Boston-London. Vol. 37, 233 — 234.

FOTT, B. 1971. Algenkunde. — Gustav Fischer Verlag Stuttgart.

GERLOFF, G. C., FITZGERALD, G. P. & SKOOG, F. 1952. The mineral nutrition of Microcystis aeruginosa. — Amer. J. Bot. 39, 26 — 39.

GOLDMAN, C. R. 1972. The role of minor nutrients in limiting the productivity of aquatic ecosystems. IN: Nutrients and eutrophication. Am. Soc. Limnol. Oceanogr. Special. Symp. 1.

GOLTERMANN, H. L. 1971. Determination of chlorophyll and phaeophtytin. — IBP-Handbook No. 8 — Blackwell Scientific Publications, Oxford Edinburgh.

GOLUBIC, S. 1979. Cyanobacteria (Blue-green algae) under the Bacteriological Code? An ecological objection. — Taxon 28, 387 — 389.

GRÄF, W. & BAIER, W. 1981. — Zbl. Bakt. Hyg., I. Abt. Orig. B 174, 428.

GROSINA, H. 1983. Der Raum Neusiedler See im Lichte jüngerer Forschung. — Berichte zur Raumforschung und Raumplanung — ÖGRR 27, 4/5, 9 — 18.

HAERTEL, L. 1976. Nutrient limitation of algal standing crops in shallow prairie lakes. — Ecology 57, 664 —678.

HASLAM, S. M., 1978. River plants. The macrophytic vegetation of watercourses. Cambridge University Press. Cambridge-London-New York-Melbourne.

HOFBAUER, B. 1984. Untersuchungen an wasserblütenbildenden Cyanobacterien, (Blaualgen) des Neusiedlersees. — BFB-Bericht (in Druck).

HORNE A. J. 1977. Nitrogen fixation-a review of this phenomenon as a polluting process. — Progr. Wat. Technol. 8, 359 — 372.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

JANAUER, G. A. 1981. Die Zonierung submerser Wasserpflanzen und ihre Beziehung zur Gewässerbelastung am Beispiel der Fischa (N.Ö.). — Verh. d. Zoo.-Bot. Ges. in Österreich 120, 73- 98.

JÜTTNER, F. 1976. ß-Cyclocitral and alkanes in Microcystis (Cyanobacteria) — Z. Naturforsch. 31c, 491 —495.

KAPPERS, F. I. 1977. Presence of blue-green algae in sediments of Lake Brielle. — IN: GOLTERMAN, H. L. (ed.). Interactions between sediments and freshwater. Junk Publ., The Hague, 382 — 386.

KAPPERS, F. I. 1984. On population dynamics of the cyanobacterium Microcystis aeruginosa. —Academisch Proefschrift, Amsterdam.

KOMAREK-ETTL, J. 1958. Algologische Studien. — Verlag der Tschechoslowakischen Akademie der Wissenschaften Prag.

KRATZ, W. A. & MYERS, J. 1953a. Nutrition and growth of several blue-green algae. — Am. J. Bot. 42, 282 — 287.

KRÜGER, G. H. J. & ELOFF, J. N. 1978. The effect of temperature on specific growth rate and activation energy of Microcystis and Synechococcus isolates relevant to the onset of natural blooms. — J. Limnol. Soc. South. Afr. 4, 9 — 20.

KUSEL-FETZMANN, E. 1978. Änderungen in der Zusammensetzung der Algenflora im Neusiedler See. —BFB-Bericht 29, 33 — 37.

LENTZ, J. & FRITSCHE, P. 1980. The estimation of chlorophyll a in water samples: a comparative study on retention in a glass-fibre and membrane filter and of the reliability of two storage methods. — Arch. Hydrobiol. Beih. Ergebn. Limnol. 14, 46 — 51

LOUB, W. 1955. Algenbiozönosen des Neusiedler Sees. — Sitz. Ber. Österr. Akad. Wiss., Math.-nat. Kl., Ab. I, 164, 81 — 107.

MARKER, A. F. H., CROWTHER, C. A. & GUNN, R. J. M. 1980. Methanol and acetone as solvents for estimating chlorophyll a and phaeopigments by spectrophotometry.-Arch. Hydrobiol. Beih. Ergebn. Limnol. 14, 52 — 69.

MATULOVA, D. 1979. Biological assay and eutrophication. — Algal assays 211 — 221.

McLACHLIN, J. & GORHAM, P. R. 1962. Effects of pH and nitrogen sources on growth of Microcystis aeruginosa Kütz. — Can. J. Microbiol. 8, 1 — 11.

NICKLISCH, A. & KOHL J.-G. 1983, Growth Kinetics of Microcystis aeruginosa (Kütz.) Kütz. as a Basis for Modelling its Population Dynamics. — Int. Revue ges. Hydrobiol. 68, 3, 317 — 326.

NUSCH, E. A. 1980. Comparison of different methods for chlorophyll and phaeopigment determination. —Arch. Hydrobiol. Beih. Ergebn. Limnol. 14, 14 — 36.

OKINO, T. 1973. Studies on the blooming of Microcystis aeruginosa. — Jap. J. Bot. 20, 381 — 402.

PIRT, S. J. 1975. Principles of microbe and cell cultivation. Blackwell Scientific Publ. Oxford.

POST, A. F., ZEVENBOOM, W. and MUR, L. R., 1981. Effect of light, Temperature and minimum nutrient contents on the growth and photosynthesis of Oscillatoria agardhii. Progress Report No. 3. Wabasim projekt.

PRESTON, T., STEWART, W. D. P. & REYNOLDS, C. S. 1980. Bloom-forming cyanobacterium Microcystis aeruginosa overwinters on sediment surface, — Nature 288, 365 — 367.

REYNOLDS, C. S., JAWORSKI, G. H. M., CMIEH, H. A. & LEEDALE, G. F. 1981. On the annual cycle of the blue-green alga Microcystis aeruginosa Kütz. emend, Elenkin.-Philos. Trans. R. Soc. Lond., Ser. B 293, 419 — 477.

RIPKA, R., WATERBURY, J. B. & STANIER, R. Y. 1981. Isolation and Purification of Cyanobacteria: Some General Principles. — IN: STARR, M. P., STOLPH, H., TRUPER, H. G., BALAWS A. & SCHLEGL, H. G. 1981. The Prokaryotes. — Vol. 1 Springer.

RODINGER, W. 1982. Auswertung biologischer Meßdaten mit dem technisch-wissenschaftlichen Rechengerät „DIEHL-ALPHATRONIC". — Sonderdruck aus Wasser und Abwasser 25, 160 — 169.

© Landesmuseum für Burgenland, Austria, download unter www.biologiezentrum.at

SCHINDLER, D. W. 1977. Evolution of Phosphorus Limitation in Lakes. — Science 195, 260 — 262.

SCHLÖSSER, U. G. 1982. Sammlungen von Algenkulturen. — Berichte der Dt. Bot. Ges. 95, 181 — 277.

SCHROEDER. R. 1974. Die Bestimmung von Chlorophyll a, b und c im Routineverfahren. — OECD Alpine Project.

SCOR-UNESCO 1966. — Report of Scor-Unesco Working Group 17 on Determination of photosynthetic pigments in sea-waters.

SOMMER, U. 1979. Kulturversuche mit Planktonalgen des Neusiedler Sees: Pediastrum duplex (1.). —BFB-Bericht, 33 — 44.

STALZER, W. 1982. Auswirkungen unterschiedlicher Oxidationszustände im Wulkamündungsbereich auf die Nährstoffbelastung. — BFB-Bericht, 43, 215 — 229.

SOROKIN, Y. J. & KADOTA, H. 1972. Techniques for the Assessment of Microbial Production and Decomposition in Fresh Water. — IBP Handbook 23, 3 — 14.
STANIER, R. Y. 1977. The position of cyanobacteria in the world of phototrophs. — Carlsberg Res. Commun. 42, 77 — 98.

STANIER, R. Y., SISTROM, W. R., HANSEN, T. A. WHITTON, B. A., CASTENHOLZ, R. W., PFENNIG, N., GORLENKO, V. N., KONDRATIEVA, E. N., EIMHJELLEN, K. E., WHITTENBURY, R., GHERNA, R. L. & TRÜPER, H. G. 1978. Proposal to place the nomenclature of the cyanobacteria (blue-green algae) under the rules of the bacteria. — Int. J. Syst. Bacteriol. 28, 335 — 336.

STARMACH, K. 1966. Cyanophyta-Sinice. Glaucophyta-Glaukofity. Flora Slodkowodua Polski. Paústwowe Wydawnictwo Naukowe.

STEIN, J. R. (Ed.) 1973. Handbook of phycological methods culture methods and growth measurements. — Cambridge University Press.

TOPATSCHEWSKY, A. V. & SIRENKO, L. A. 1973. Ökologo-physiologische Aspekte der „Blüte" und Problem des reinen Wassers. — Verh. Internat. Verein. Limnol. 18, 1338 — 1347.

UTERMÖHL, H. 1958. Zur Vervollkommung der quantitativen Phytoplankton-Methodik. — Mitt. d. Internat. Vereinig. f. Limnol. 9.

VONSHAK, A. & MASKE, H. 1982. Algae: Growth technique and biomass production. — IN: COOMBS, J. & HALL, D. O. 1982. Technique in bioproductivity and photosynthesis. — Pergamon Press, Oxford - New York - Toronto - Sydney- Paris - Frankfurt.

WALSBY, A. E. 1981. Cyanobacteria: Planktonic Gas-Vacuolate Forms. — IN: STARR et al. The Prokaryotes, Vol. 1, Springer Verlag.

WARD, A. K. & WETZEL, R. G. 1980. Interactions of light and nitrogen source among planktonic blue-green algae. — Arch. Hydrobiol. 90, 1 — 25.

WEBER-OLDECOP, D. W., 1970. Wasserpflanzengesellschaften im östlichen Niedersachsen, I. Int. Revue ges. Hydrobiol. 55, 913 — 967.

WIEGLEB, G., 1978. Untersuchungen über den Zusammenhang zwischen hydrochemischen Umweltfaktoren und Makrophytenvegetation in stehenden Gewässern. Arch. f. Hydrobiol. 83, 443 — 484.

WILLIAMS, A. E. & BURRIS, R. H. 1952. Nitrogen fixation by blue-green algae and their nitrogenous composition. Amer. J. Bot. 39, 340 — 342.

ZEHENDER, A. 1963. Kulturversuche mit Gloeotrichia echinulata (J. E. Smith) P. Richter. — Schweiz. Z. Hydrologie 25, 65 — 83.

ZEVENBOOM, W., LATUHHIHIN, H. J. & MUR, L. R. 1983. Diel-periodicity in photosynthesis of cyanobacteria in continuous cultures and the role of carbohydrates. — XXII. Kongreß der Int. Verein. f. Limnol.

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Wissenschaftliche Arbeiten aus dem Burgenland

Jahr/Year: 1986

Band/Volume: 072

Autor(en)/Author(s): Kusel-Fetzmann Elsa Leonore, Hofbauer B.

Artikel/Article: Untersuchungen über die Ursachen von Blaualgenblüten (Cyanobakterien) im Neusiedler See. 373-410