

Phyton (Austria)	Vol. 21	Fasc. 1	39—51	15. 2. 1981
------------------	---------	---------	-------	-------------

Licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen an Riesenmitochondrien von *Nitella flexilis*:

Beobachtungen an Freilandmaterial und Induktion durch
herabgesetzte Lichtintensität

Von

Ilse FOISSNER*)

Mit 11 Abbildungen

Eingegangen am 10. März 1980

Key words: Mitochondria, giant mitochondria; *Nitella flexilis*.

Summary

FOISSNER I. 1981. Light- and electronmicroscopical investigations about giant mitochondria in *Nitella flexilis*: observations on material in natural environment and induction by reduced light intensity. — *Phyton (Austria)* 21 (1): 39—51. — German with English summary.

In summer the mitochondria in internodes of *Nitella flexilis* are 1—2 (rarely up to 5) μm long. During the winter season additionally up to 50 μm long mitochondria are formed. They are often branched, ring- or plate-shaped. Their share in the total number of mitochondria does not exceed 20%. Experimental studies proved that the formation of giant mitochondria is due to reduced light intensity. The statistical evaluation of the observations showed an increase of the number and total length of mitochondria during summer.

Zusammenfassung

FOISSNER I. 1981. Licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen an Riesenmitochondrien von *Nitella flexilis*: Beobachtungen an Freilandmaterial und Induktion durch herabgesetzte Lichtintensität. — *Phyton (Austria)* 21 (1): 39—51. — Deutsch mit englischer Zusammenfassung.

Die Mitochondrien der Internodien von *Nitella flexilis* sind im Sommer 1—2, maximal 5 μm lang. Im Winter werden zusätzlich bis zu 50 μm lange

*) Dr. Ilse FOISSNER, Institut für Botanik, Universität Salzburg, Lasserstraße 39, A-5020 Salzburg (Austria).

Mitochondrien gebildet. Sie sind häufig verzweigt, ring- oder plattenförmig. Ihr Anteil an der Mitochondriengesamtzahl beträgt maximal 20%. Experimentelle Untersuchungen zeigten, daß die Bildung der Riesenmitochondrien auf reduzierte Lichtintensität zurückzuführen ist. Die statistische Auswertung der Beobachtungen zeigte einen Anstieg der Mitochondrienzahl und -gesamtlänge im Sommer.

1. Einleitung

Veränderungen der Mitochondrienform, -größe und -zahl als Reaktion auf wechselnde Umweltbedingungen sind von zahlreichen Objekten bekannt und zum Teil eingehend untersucht worden (Übersicht bei MUNN 1974). Auch in der Charophycee *Nitellopsis obtusa* wurden im Winter abnormal lange Mitochondrien gefunden (JAROSCH 1961). In der vorliegenden Arbeit werden Riesenmitochondrien in den Internodien von *Nitella flexilis* beschrieben. Die experimentellen Befunde geben über die Ursache ihrer Bildung Aufschluß.

2. Material und Methoden

Als Untersuchungsobjekt diente *Nitella flexilis* aus dem Hellbrunner Bach bei Salzburg. Die Bestimmung erfolgte nach der Monographie der Characeen von WOOD & IMAHORI (1965).

Die Mitochondrien von *Nitella flexilis* wurden von Februar bis Dezember 1977 in ein- bis zweiwöchigem Abstand in ungefärbten, lebenden Plasmotropfen gezählt und gemessen. Die Plasmotropfen wurden nach der Methode von JAROSCH (1956) durch Auspressen der Internodien gewonnen. Es wurde darauf geachtet, eine möglichst homogene Stelle auszuzählen, die keine Chloroplasten, Zellkerne oder Vakuolen enthielt. Der Mitochondrienbestand wird durch das Auspressen der Zelle nicht verändert. Zur Bestimmung der Mitochondrienzahl wurde ein über das Okularmikrometer geklebtes Raster verwendet. Das Auszählen eines Rasterquadrates ergab bei einer Präparatdicke von 10 μm die Mitochondrienzahl für 17.700 μm^3 Plasma. Diese Werte wurden auf ein Plasmavolumen von 100.000 μm^3 umgerechnet. Mitochondrien mit einer Länge von 1 bis 1,8 μm wurden nicht einzeln gemessen, sondern nur gezählt und so behandelt, als wären sie alle 1,4 μm lang. Die Länge verzweigter Mitochondrien ergab sich aus der Summe der Teilstücke. Die Mitochondrien wurden stets an frisch eingebrachtem Material gezählt und gemessen. Die Mindestlänge der ausgepreßten Internodien betrug 1 cm. Pro Zelle wurden mindestens zwei Rasterquadrate verschiedener Plasmotropfen ausgezählt.

Die Algen für die experimentellen Untersuchungen sammelte ich im April 1978 und hielt sie einige Wochen in einem hellen Raum, so daß am Beginn der Kultur nur 1–2 μm lange Mitochondrien vorhanden waren. Für jeden Versuch wurden zwei Aquarien aufgestellt, von denen eines mit künstlichem Teichwasser (1 mM NaCl, 0,1 mM KCl, 0,1 mM CaCl_2), das andere mit Schlamm und Standortwasser gefüllt wurde. Die Intensität der

photosynthetisch aktiven Strahlung wurde im Wasser des Aquariums bzw. des Hellbrunner Baches mit einem Quantum-Photometer (Lambda Instruments, Nebraska) gemessen und in $\mu\text{Einstein}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ angegeben. Auf die quantitative Auswertung des Mitochondrienbestandes der Kulturalgen wurde verzichtet. Um die Mitochondrien von den in Form und Lichtbrechung ähnlichen Proplastiden zu differenzieren, wurde eine 0,004%ige Janusgrün B-Lösung (Chroma, Stuttgart) verwendet.

Die lichtmikroskopischen Untersuchungen wurden mit dem Anoptralkontrast, dem positiven Phasenkontrast oder im Hellfeld am Zetopan-Forschungsmikroskop (Reichert) durchgeführt.

Die Präparation für die Elektronenmikroskopie erfolgte nach einer modifizierten Methode von KIERMAYER (1970): Vorfixierung in 1% Glutaraldehyd (0,02 M Phosphatpuffer, pH 6,8, $3,6 \times 10^{-4}$ M CaCl_2 , 15 min., Zimmertemperatur), Nachfixierung in 2% OsO_4 (0,02 M Phosphatpuffer, pH 6,8, 24 Stunden, 4°C), Äthanolentwässerung, Einbettung über Propylenoxid in Epon. Die Zellen wurden in 0,01 M Phosphatpufferlösung gewaschen und nach der Fixierung mit einer spitzen Schere in der Mitte durchgeschnitten, um ein Schrumpfen während des Entwässerns zu vermeiden. Silberschnitte wurden mit einem Diamantmesser am Ultracut (Reichert-Jung) hergestellt und mit Uranylacetat und Bleicitrat nachkontrastiert. Die Untersuchung erfolgte in einem AEI-Elektronenmikroskop (Corinth 500).

3. Ergebnisse

3.1. Mitochondrien der Knotenzellen und Rhizoide.

Der Durchmesser der ovalen oder leicht hantelförmigen Mitochondrien beträgt bis zu $0,7\ \mu\text{m}$, ihre Länge maximal $1,5\ \mu\text{m}$.

3.2. Mitochondrien der Internodien.

3.2.1. Freilandalgen.

Die Form und Größe der Mitochondrien in den Internodien von *N. flexilis* sind jahreszeitlichen Schwankungen unterworfen. Um diese Unterschiede quantitativ zu erfassen, wurden folgende Parameter berechnet:

- durchschnittliche Mitochondrienlänge,
- Mitochondrienzahl pro $100.000\ \mu\text{m}^3$ Plasma,
- Mitochondriengesamtlänge pro $100.000\ \mu\text{m}^3$ Plasma,
- Verhältnis der kurzen ($\leq 1,8\ \mu\text{m}$) zu den langen ($> 1,8\ \mu\text{m}$) Mitochondrien.

Diese Werte wurden nur an Plasmatrophen von Internodien der Langtriebe ermittelt, da die kleineren Internodien der Kurztriebe (Blattzellen) zum Auspressen weniger gut geeignet sind.

Im Juni, Juli und August sind die Mitochondrien oval oder hantelförmig, gelegentlich kugelig. Ihre Breite ist mit ca. $1\ \mu\text{m}$ ziemlich konstant.

Die durchschnittliche Mitochondrienlänge liegt bei $1,4 \mu\text{m}$ (Abb. 1). Von August bis Februar steigt sie kontinuierlich auf $2,2 \mu\text{m}$. Die Erhöhung ist auf das Auftreten langer Mitochondrien (Abb. 7) zurückzuführen (Abb. 3). Diese Riesenmitochondrien ($> 1,8 \mu\text{m}$) sind häufig verzweigt (Abb. 5), im Jänner und Februar auch ring- oder plattenförmig.

Die durchschnittliche Mitochondrienzahl zeigt ein deutliches Maximum in den Monaten August bis November (Abb. 3). Der Kurvenverlauf ist vor-

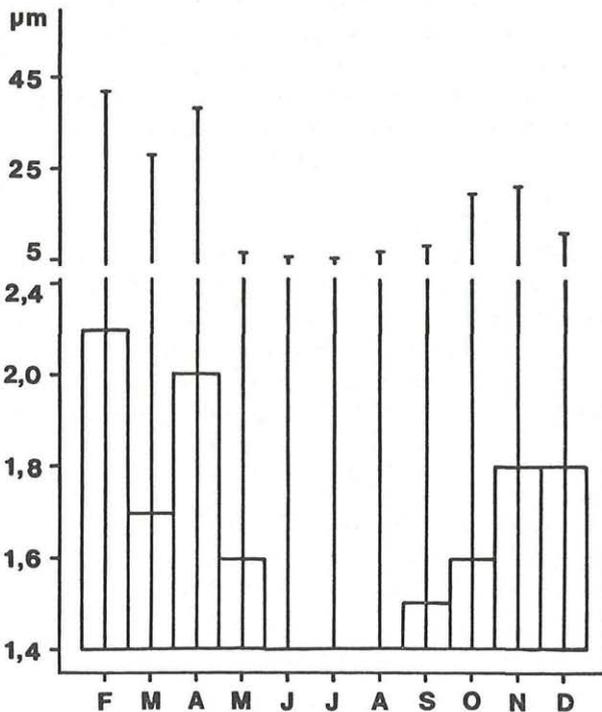


Abb. 1. Durchschnittliche Mitochondrienlänge im Jahresverlauf. Vertikale Linien: Maximalwerte. Das Minimum liegt einheitlich bei $1 \mu\text{m}$. Standardabweichung: Februar $\pm 2,6$, August $\pm 0,4$

wiegend auf Schwankungen der Zahl kurzer Mitochondrien zurückzuführen. Die Zahl der Riesenmitochondrien ist von Oktober bis April relativ konstant. Ihr Anteil beträgt maximal 20%. Die Schwankungen der Mitochondrienzahl sind durch Fusion kurzer bzw. Zerfall langer Mitochondrien allein nicht zu erklären, da die Mitochondriengesamtlänge nicht konstant bleibt (siehe unten).

Das Verhältnis der kurzen zu den langen Mitochondrien zeigt ein deutliches Maximum im Juli (Abb. 2).

Die durchschnittliche Mitochondriengesamtlänge (Abb. 4) folgt in ihrem Verlauf der Kurve der durchschnittlichen Mitochondrienzahl. Sie

ist von der Veränderung der Zahl der kurzen Mitochondrien wesentlich abhängig. Der prozentuelle Anteil der Riesenmitochondrien ist im Februar am höchsten (40%), da die Zahl und damit die Gesamtlänge der kurzen Mitochondrien in diesem Monat am niedrigsten ist.

In den Abb. 1–4 sind Durchschnittswerte aus allen untersuchten Zellen eines Monats angegeben. Die Extremwerte (vertikale Linien) weichen von den Mittelwerten beträchtlich ab. Die Mittelwerte der Mitochondrien-

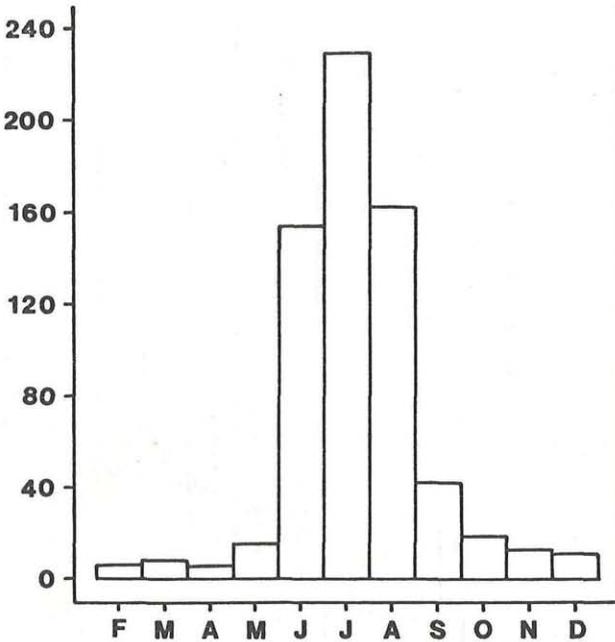


Abb. 2. Verhältnis der kurzen Mitochondrien ($\leq 1,8 \mu\text{m}$) zu den Riesenmitochondrien ($> 1,8 \mu\text{m}$) im Jahresverlauf

länge, Mitochondrienzahl und Mitochondriengesamtlänge für Februar (57 untersuchte Zellen) bzw. August (31 untersuchte Zellen) sind signifikant verschieden (t-Test).

Die Untersuchung einzelner Internodien eines Sprosses lieferte für die durchschnittliche Mitochondrienlänge bzw. die Zahl der Riesenmitochondrien benachbarter Zellen häufig abgestufte Werte. In den jüngsten Internodien sind Riesenmitochondrien erst ab einer Zelllänge von ca. 2 cm nachzuweisen, obwohl sie in kürzeren aber älteren Internodien häufig vorkommen.

Die flexiblen Mitochondrien werden durch das strömende Endoplasma bewegt, zeigen aber keine aktiven Formveränderungen. Peristaltische Bewegungen (BEREITER-HAHN 1978) können jedoch beobachtet werden.

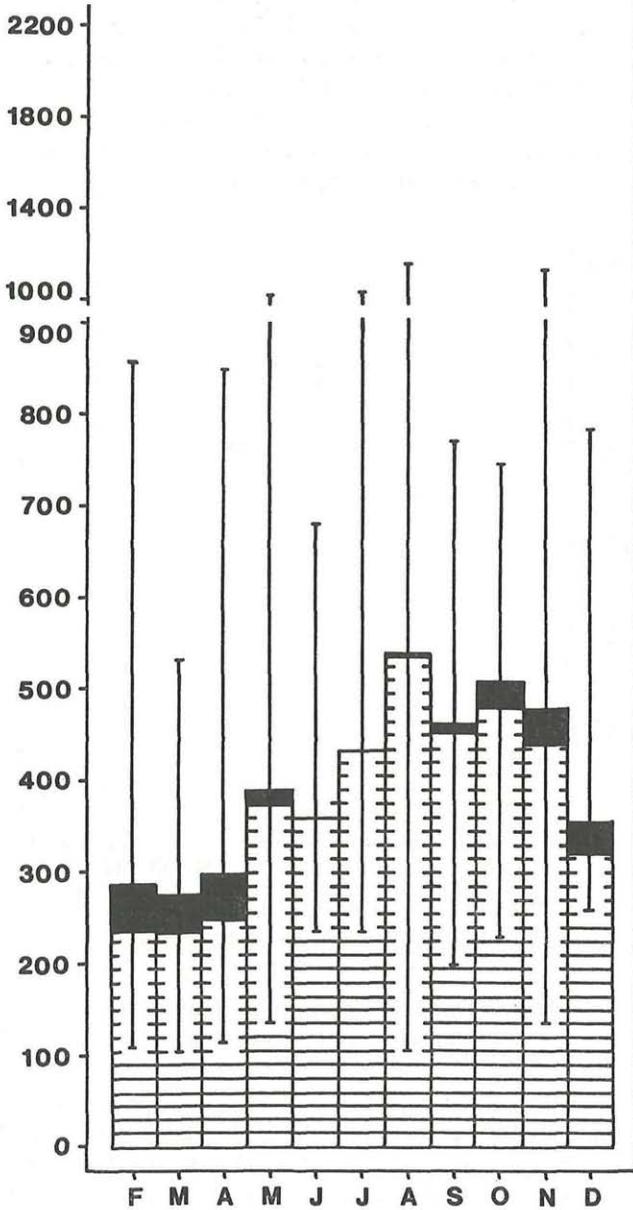


Abb. 3. Durchschnittliche Mitochondrienzahl/100.000 μm^3 Plasma im Jahresverlauf. Schraffiert: Mitochondrien $\leq 1,8 \mu\text{m}$, schwarz: Mitochondrien $> 1,8 \mu\text{m}$, vertikale Linien: Extremwerte. Standardabweichung: Februar ± 17 , August ± 53

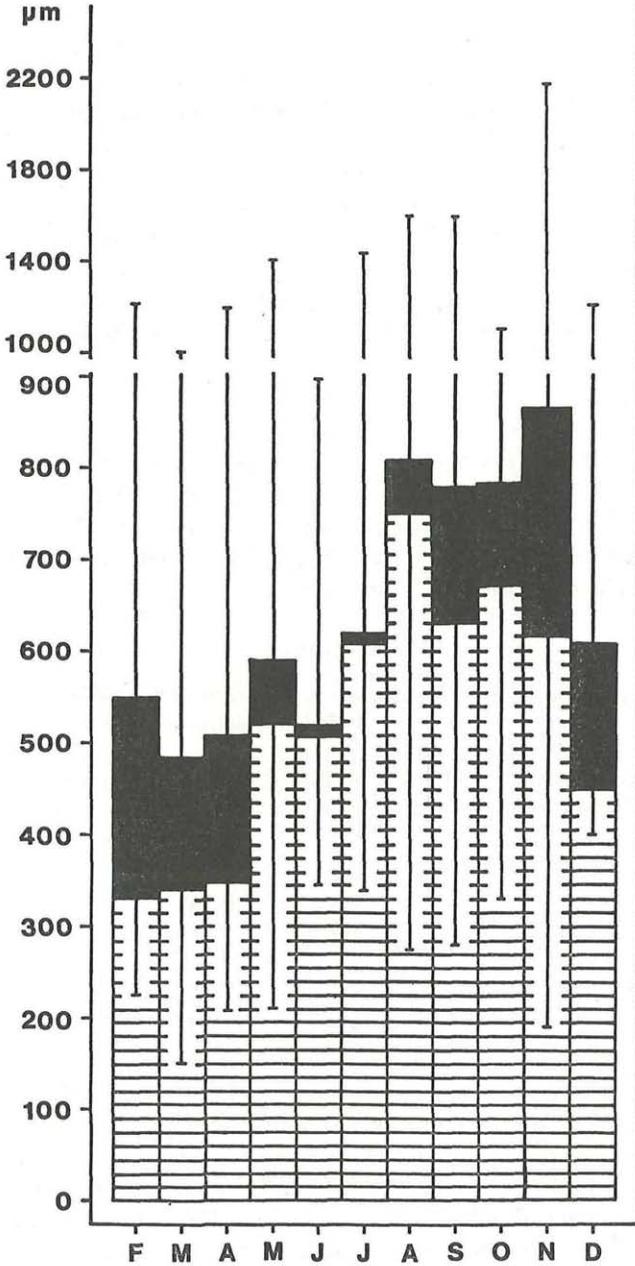


Abb. 4. Durchschnittliche Mitochondriengesamtlänge/100.000 μm^3 Plasma im Jahresverlauf. Schraffiert: Mitochondrien $\leq 1,8 \mu\text{m}$, schwarz: Mitochondrien $> 1,8 \mu\text{m}$, vertikale Linien: Extremwerte. Standardabweichung: Februar ± 45 , August ± 63

Die Riesenmitochondrien lösen sich bei längerer mikroskopischer Beobachtung der Zelle oder des Plasmotropfens in 1–2 μm lange Teile auf, die sich häufig mit Janusgrün B färben lassen. Die Zerfallsgeschwindigkeit (30 min. bis einige Stunden) ist von der Intensität des Lichtes, jedoch nicht von bestimmten Wellenlängen, der Wärme oder dem Deckglasdruck (GEITLER 1937) abhängig. Die Fragmentation tritt auch bei normaler Raumbeleuchtung ein, dauert aber dann einige Tage und führt vorübergehend zur Bildung perlschnurartiger Mitochondrienketten (Abb. 6) (BOLHÄR-NORDENKAMPF 1968, NADSON & ROCHLIN 1934). JAROSCH (1978) beobachtete dagegen, daß sich bei Einwirkung starker Lichtintensitäten auf Zellen von *Vaucheria thureti* und *Oedogonium gracilis* Riesenmitochondrien bilden.

3.2.2. Kulturalgen.

Die Ergebnisse der Kulturversuche können der Tabelle 1 entnommen werden. Die Lichtintensität von $2-4 \times 10^{-1} \mu\text{Einstein} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$, bei der Riesenmitochondrien auftraten, entspricht etwa der Lichtintensität in einem lockeren Bestand von *Nitella flexilis* am Grund des Hellbrunner Baches an einem bedeckten Novembertag.

Tabelle 1

Bildung von Riesenmitochondrien in Kulturen von *Nitella flexilis*.
APW = künstliches Teichwasser

Nr.	Belichtungs- dauer (Std.)	Lichtintensität ($\mu\text{ Einstein} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$)	Tempera- tur ($^{\circ}\text{C}$)	Riesenmitochondrien Standort- wasser	APW
1	6	$2-4 \times 10^{-1}$	18		+
2	6	$4-6 \times 10^1$	18	—	—
3	6	$4-6 \times 10^1$	1	—	—
4	12	$2-4 \times 10^{-1}$	1	+	+
5	1	$2-4 \times 10^{-1}$	1	+	+
6	6	$2-4 \times 10^{-1}$	10	+	+

Im Kulturversuch Nr. 1 trat im Aquarium mit Standortwasser nach einigen Tagen Fäulnis ein, die zum Absterben der Algen führte. Die Bildung von Riesenmitochondrien im zweiten Behälter begann nach ca. 3 Monaten in den neugebildeten, etiolierten Zellen. Sie unterschieden sich von jenen der Standortalgen durch einen stabförmigen Einschluß (Abb. 8, 9). Seine Länge entsprach der des Mitochondriums (maximal 15 μm), sein Durchmesser betrug nur Bruchteile eines μm . Diese Mitochondrien waren völlig steif, niemals verzweigt, ring- oder plattenförmig, gelegentlich aber geknickt. Eine elektronenmikroskopische Untersuchung wurde nicht durchgeführt.

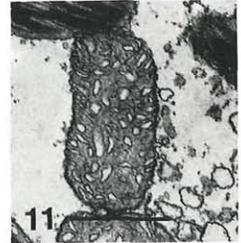
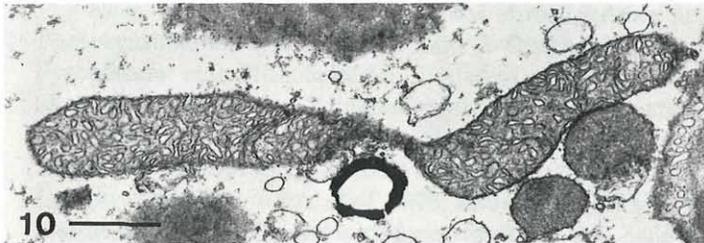
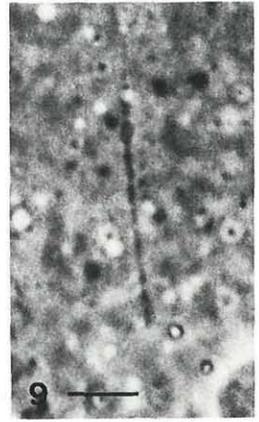
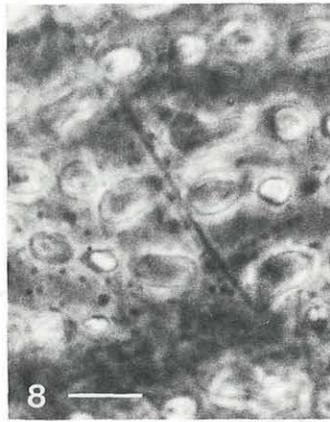
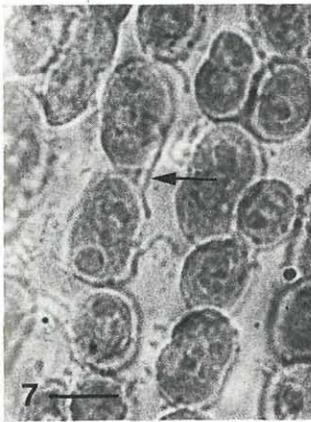
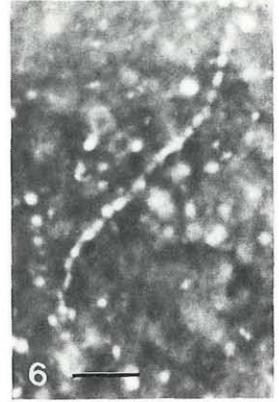
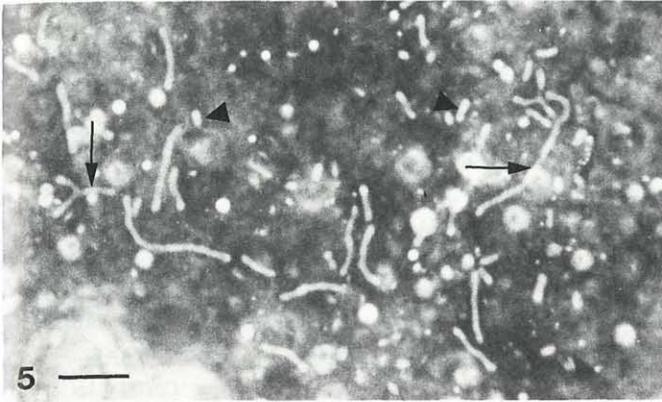


Abb. 5. Kurze, ovale bis hantelförmige Mitochondrien (◆) und Riesenmitochondrien (→) im Plasmatropfen. Freilandmaterial

Abb. 6. Mitochondrienkette, kurz vor dem Zerfall. Freilandmaterial

Abb. 7. Riesenmitochondrien (→) zwischen den Chloroplasten-Reihen einer Kulturalge. Abb. 8, 9. Versteifte Riesenmitochondrien zwischen den Proplastiden und im Plasmatropfen. Kulturalge. Abb. 10, 11. Riesenmitochondrium und kurzes Mitochondrium. Freilandmaterial. Anopralkontrast (Abb. 5, 6), Hellfeld (Abb. 7), positiver Phasenkontrast (Abb. 8, 9). Maßstab 10 μm (Abb. 5–9) und 1 μm (Abb. 10, 11).

In den Kulturen Nr. 4, 5 und 6 traten Riesenmitochondrien (ca. 15 μm) sowohl in den am Standort gewachsenen als auch in den neugebildeten Internodien auf. Diese Mitochondrien waren flexibel und von jenen der Standortalgen licht- und elektronenmikroskopisch nicht zu unterscheiden. Ihre Bildung begann ca. zwei Monate nach dem Ansetzen der Kulturen.

Weder bei Freilandalgen noch bei Kulturalgen war eine Korrelation zwischen dem Auftreten langer Mitochondrien und der Häufigkeit, Größe oder Struktur anderer Zellbestandteile (Chloroplasten, Stärkekörner, Sphärosomen) festzustellen.

Die Fusion kurzer Mitochondrien (z. B. GIBBARDT 1968, VARTAPETIAN *et al.* 1977) wurde nie beobachtet. Auch die elektronenmikroskopische Untersuchung lieferte dafür keine Hinweise. Die Bildung der Riesenmitochondrien in *N. flexilis* dürfte eher auf eine Teilungshemmung (LEFORT 1964) oder pathologisch bedingte, abnormale Bildung neuer mitochondrialer Substanz (WRISCHER & DEVIDÉ 1965) zurückzuführen sein.

4. Diskussion

Die Beobachtungen am Freilandmaterial und die Kulturversuche weisen darauf hin, daß die Bildung von Riesenmitochondrien in *Nitella flexilis* durch herabgesetzte Lichtintensität verursacht wird.

Ein direkter Einfluß des Lichtes auf die Mitochondrien über ein Phytochromsystem (BAJRACHARYA *et al.* 1976, GORDON & SURREY 1960, HAMPP & SCHMIDT 1977, HILLMAN 1977, SCHOPFER *et al.* 1975) kann in diesem Fall ausgeschlossen werden, da die spektrale Zusammensetzung des Lichtes sowohl am Standort als auch in den Kulturen im wesentlichen konstant blieb.

Eher ist an eine Beeinflussung der Mitochondrien über die reduzierte Photosynthese zu denken (vgl. CRAIG & GIBOR 1970). Zwischen Plastiden, Cytoplasma und Mitochondrien bestehen enge metabolische Zusammenhänge (HEBER 1974). Veränderungen der Plastidenstruktur sind häufig mit Veränderungen der Mitochondrienstruktur korreliert (CALVAYRAC & BUETOW 1971, DUCKETT & TOTH 1977, LEEDALE 1967, LEEDALE *et al.* 1965, LEFORT 1964, RODIONOV *et al.* 1975, SAGER 1974, SIEGISMUND *et al.* 1962). Da die Konzentration verschiedener Stoffe in der Zelle vom Ausmaß der Photosynthese abhängt (CHAPMAN & GRAHAM 1974), sind solche Beziehungen zu erwarten. Dies gilt vor allem für ADP bzw. P_i (vgl. CHEVALLIER *et al.* 1978) und Sauerstoff. Ihre Auswirkung auf Mitochondrienstruktur und -chemismus wurde mehrfach beschrieben (BRODY & WHITE 1972, COCUCCI *et al.* 1975, FRÉDÉRIC 1958, MORISSET 1973, 1974, OSAFUNE 1973, OSAFUNE *et al.* 1972, 1975, VARTAPETIAN *et al.* 1977). Auch über NAD/NADH ist eine Regulation möglich (GRAHAM 1978). Die Vermutung, daß die Bildung der Riesenmitochondrien in *Nitella* die Folge einer gestörten Respiration ist, wird durch die Untersuchungen von WRISCHER & DEVIDÉ

(1965) gestützt. Von besonderem Interesse sind in diesem Zusammenhang die Beobachtungen an hungernden Zellen, deren Riesenmitochondrien eine stark reduzierte Cytochrom-Oxidase-Aktivität haben (KARNOVSKY 1963, KARNOVSKY & HIMMELHOCH 1961).

Ob die Riesenmitochondrien in *Nitella flexilis* besonders angepaßte (VARTAPETIAN *et al.* 1975, 1977) oder degenerierende Organellen sind ist fraglich. Möglicherweise gelten auch hier die von VARTAPETIAN *et al.* (1977) angestellten Überlegungen über die Funktion von Riesenmitochondrien bei anaerobem Stoffwechsel. Die Verhältnisse in den extrem nässeempfindlichen Wurzeln von *Cucurbita* sind jedoch mit jenen in Wasserpflanzen nicht ohne weiteres vergleichbar (CRAWFORD 1975).

Das Absinken der Mitochondrienzahl und Mitochondriengesamtlänge im Winter weist ebenfalls auf eine verringerte respiratorische Aktivität. Umgekehrt läßt sich das Maximum der Mitochondrienzahl und Mitochondriengesamtlänge im Sommer als Folge erhöhter Stoffwechselintensität interpretieren (z. B. COWDRY 1918, UMAHARA 1968). Das Absinken der Mitochondrienzahl während der Wintermonate mit gleichzeitiger Bildung langer Mitochondrien ist ähnlich den Verhältnissen in alternden Zellen (TAUCHI & SATO 1968, WILSON & FRANKS 1975).

5. Literatur

- BAJRACHARYA D., FALK H. & SCHOPFER P. 1976. Phytochrome-mediated development of mitochondria in the cotyledons of mustard (*Sinapis alba* L.) seedlings. — *Planta* (Berl.) 131: 253—261.
- BEREITER-HAHN J. 1978. Intracellular motility of mitochondria: role of the inner compartment in migration and shape changes of mitochondria in Xth-cells. — *J. Cell Sci.* 30: 99—115.
- BOLHAR-NORDENKAMPF H. 1968. Phasenoptisch sichtbare Elemente des endoplasmatischen Retikulums im Plasma von *Selaginella martensii* (SPRING.) und *Spirogyra* (LINK.). — *Protoplasma* 65: 133—154.
- BOURQUE D. P. & NAYLOR A. W. 1972. Changes in mitochondrial properties associated with chloroplast development in Jack Bean (*Canavalia ensiformis* [L.] D. C.). — *Plant Physiol.* 49: 826—835.
- BRODY M. & WHITE J. E. 1972. Environmental factors controlling enzymatic activity in microbodies and mitochondria of *Euglena gracilis*. — *Arch. Mikrobiol.* 80: 62—69.
- CALVAYRAC R. & BUETOW R. A. 1971. Action de l'antimycine A sur la respiration et la structure des mitochondries d'*Euglena gracilis*. — *Arch. Mikrobiol.* 80: 62—69.
- CHAPMAN E. A. & GRAHAM D. 1974. The effect of light on the tricarboxylic acid cycle in green leaves. — *Plant Physiol.* 53: 879—885.
- CHEVALLIER D., NURIT F. & DOUCE R. 1978. Interactions between mitochondria and chloroplasts in moss spore cells. In: *Plant mitochondria* (Eds. DUCET G. & LANCE C.): 349—356. — Elsevier/North-Holland Biomedical Press, Amsterdam, New York, Oxford.

- COCUCCI M., ROSSI G. F. & VANDONI T. 1975. Adaptation of the mitochondrial systems of *Rhodotorula gracilis* to low oxygen pressure. — *Cell Diff.* 4: 155—165.
- COWDRY E. V. 1918. The mitochondrial constituents of protoplasm. — *Contr. Embryol.* (Carnegie Inst. Washington): 39—160.
- CRAIG I. W. & GIBOR A. 1970. A direct light effect on maintaining photosynthetic activity of *Nitella* chloroplasts. — *J. Cell Biol.* 44: 305—324.
- CRAWFORD R. M. M. 1975. Metabolic adaptations to anoxia in plants and animals. — XII. Int. Bot. Congress, Leningrad: 1—11.
- DUCKETT J. G. & TOTH R. 1977. Giant mitochondria in a periclinal chimera, *Ficus elastica* ROXB. forma variegata. — *Ann. Bot.* 41: 903—912.
- FRÉDÉRIC J. 1958. Recherches cytologiques sur le chondriome normal ou soumis à l'expérimentation dans des cellules vivantes cultivées in vitro. — *Arch. Biol. (Liège)* 69: 167—349.
- GETTLER L. 1937. Chromatophor, Chondriosomen, Plasmabewegung und Kernbau von *Pinnularia nobilis* und einigen anderen Diatomeen nach Lebendbeobachtungen. — *Protoplasma* 27: 534—543.
- GIRBARDT M. 1968. Morphologische Korrelate von Transportvorgängen in Zellen und Organellen. In: Stofftransport und Stoffverteilung in Zellen höherer Pflanzen (Eds. MOTHESS K., MÜLLER E., NELLES A. & NEUMANN D.): 25—37. — Akademie-Verlag, Berlin.
- GORDON S. A. & SURREY K. 1960. Red and far-red action on oxidative phosphorylation. — *Rad. Res.* 12: 325—339.
- GRAHAM D. 1978. Interactions of chloroplasts and mitochondria: effect of light on respiration. — *Proc. Aust. Biochem. Soc.* 11: Q6.
- HAMPP R. & SCHMIDT P. W. 1977. Regulation of membrane properties of mitochondria and plastids during chloroplast development. I. The action of phytochrome in situ. — *Z. Pflanzenphysiol.* 82: 68—77.
- HEBER U. 1974. Metabolite exchange between chloroplasts and cytoplasm. — *Ann. Rev. Plant Physiol.* 25: 393—421.
- HILLMAN W. S. 1977. Control of plant respiration through nonphotosynthetic light action. — *Nature* 266: 833—835.
- JAROSCH R. 1956. Plasmaströmung und Chloroplastenrotation bei Characeen. — *Phyton (Arg.)* 6: 87—107.
- 1961. Das Characeen-Protoplasma und seine Inhaltskörper. — *Protoplasma* 53: 34—56.
- 1978. Mitochondrien-Dynamik auf Grund periodischer Auf- und Abwindung von Filamenten. — *Phyton (Austria)* 19: 123—136.
- KARNOVSKY M. J. 1963. The fine structure of mitochondria in the frog nephron correlated with cytochrome oxidase activity. — *Exp. Mol. Path.* 2: 347—366.
- & HIMMELHOCH S. R. 1961. Seasonal and starvation-induced changes in enzymatic pattern of frog nephron. — *Am. J. Physiol.* 201: 781—785.
- KIERMAYER O. 1970. Elektronenmikroskopische Untersuchungen zum Problem der Cytomorphogenese von *Micrasterias denticulata* BRÉB. I. Allgemeiner Überblick. — *Protoplasma* 69: 97—132.

- LEEDALE G. F. 1967. Euglenoid flagellates. — Prentice-Hall Inc., Englewood Cliffs N. J.
- MEEUSE B. J. D. & PRINGSHEIM E. G. 1965. Structure and physiology of *Euglena spirogyra*. — Arch. Mikrobiol. 50: 68—102.
- LEFORT M. 1964. Modifications du chondriome dans les cellules étiolées de l'*Euglena gracilis* (KREBS). — C. R. Acad. Sc. Paris 258: 4318—4321.
- MORISSET C. 1973. Ultrastructural changes of mitochondria and oxygen take up in exised roots of *Lycopersicum esculentum*, cultivated "in vitro" and submitted to different treatments: prolonged anoxia, uncoupling agent, plasmolysis. — C. R. Acad. Sc. Paris 276: 311—314.
- 1974. Variations ultrastructurales comparées des mitochondries dans des racines de *Lycopersicum esculentum* MILL. (Solanacées), isolées, cultivées in vitro, et soumises à divers traitements: anoxie prolongée, agent découplant, plasmolyse. — C. R. Acad. Sc. Paris 279: 1257—1260.
- MUNN E. A. 1974. The structure of mitochondria. — Academic Press, London, New York.
- NADSON G. A. & ROCHLIN E. J. 1934. L'effet des rayons X sur le protoplasme, le noyau et le chondriome de la cellule végétale d'après les observations sur le vivant. — Protoplasma 20: 31—41.
- OSAFUNE T. 1973. Three-dimensional structures of giant mitochondria, dictyosomes and "concentric lamellar bodies" formed during the cell cycle of *Euglena gracilis* (Z) in synchronous culture. — J. Electron Micros. 22: 51—61.
- MIHARA S., HASE E. & OHKURO I. 1972. Electron microscope studies on the vegetative cellular life cycle of *Chlamydomonas reinhardi* DAN-GEARD in synchronous culture I. Some characteristics of changes in sub-cellular structures during the cell cycle, especially in formation of giant mitochondria. — Plant & Cell Physiol. 13: 211—227.
- — — 1975. Formation and division of giant mitochondria during the cell cycle of *Euglena gracilis*. — Plant & Cell Physiol. 16: 313—326.
- RODIONOV V. S., KOZUBOV G. M., TIKHOVA M. A. & SULIMOVA G. M. 1975. Changes of glycerolipid concentration, chloroplast ultrastructure, and mitochondria ultrastructure in potato leaves under conditions of shading. — Sov. Plant Physiol. 22: 275—279.
- SAGER R. 1974. Cytoplasmic genes and organelles. — Academic Press, New York, London.
- SCHOPFER P., BAJRACHARYA D., FALK H. & THIEN W. 1975. Phytochrom-gesteuerte Entwicklung von Zellorganellen (Plastiden, Microbodies, Mitochondrien). — Ber. Deutsch. Bot. Ges. 88: 245—268.
- SIEGESMUND K. A., ROSEN W. G. & GAWLIK S. R. 1962. Effects of darkness and of streptomycin on the fine structure of *Euglena gracilis*. — Amer. J. Bot. 49: 137—145.
- TAUCHI H. & SATO T. 1968. Age changes in size and number of mitochondria of human hepatic cell. — J. Geront. 23: 454—461.
- UMAHARA Y. 1968. Light and electron microscopic studies on the brown adipose tissue in the bat. — Arch. histol. jap. 29: 459—509.

- VARTAPETIAN B. B., ANDREEVA I. N., KOZLOVA G. I. & AGAPOVA L. P. 1977. Mitochondrial ultrastructure in roots of mesophyte and hydrophyte at anoxia and after glucose feeding. — *Protoplasma* 91: 239—256.
- MASLOV A. I. & ANDREEVA I. N. 1975. Cytochromes and respiratory activity of mitochondria in anaerobically grown rice coleoptiles. — *Plant Science Letters* 4: 1—8.
- WILSON P. D. & FRANKS L. M. 1975. The effect of age on mitochondrial ultrastructure. — *Gerontologia* 21: 82—94.
- WOOD R. D. & IMAHORI K. 1965. Monograph of the *Characeae*. — Verlag Cramer, Weinheim.
- WRISCHER M. & DEVIDÉ Z. 1965. Mitochondrien-Veränderungen pflanzlicher Zellen bei Störung von Atmungsprozessen. — *Z. Naturforsch.* 20b: 260—263.

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Phyton, Annales Rei Botanicae, Horn](#)

Jahr/Year: 1981

Band/Volume: [21_1](#)

Autor(en)/Author(s): Foissner Ilse

Artikel/Article: [Licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen an Riesenmitochondrien von Nitella flexilis. 39-51](#)