

Aus dem Botanischen Institut der Universität München

UNTERSUCHUNGEN
ÜBER DEN WUCHSSTOFF-OXYDASE-HAUSHALT
DER OENOTHEREN-MUTANTEN *HELIX* UND *NANELLA* *

Von

PETER CHROMETZKA

(Eingegangen am 31. Januar 1958)

I. Einleitung

Die von RENNER (1953) beschriebene *Oenotheren*-Mutante *helix* gibt nach unseren Untersuchungen (CHROMETZKA 1955) mehr Wuchsstoff ab als die Normalform. Bis zum Beginn der Blütenbildung läßt sich der höhere Wuchsstoffgehalt bei der *helix*-Mutante nachweisen, und im Laufe der Wachstumsperiode führt er zu starken Wuchsstörungen, vereinzelt sogar bis zum frühzeitigen Absterben der Pflanzen.

Es war bislang ungeklärt, ob der hohe Wuchsstoffspiegel der *helix*-Mutante auf einer Überproduktion an Auxin beruht oder auf dem Fehlen einer Wuchsstoff-Oxydase.

Durch zahlreiche Veröffentlichungen, die wir bereits in unserer früheren Arbeit (1955) besprochen haben, sind sowohl Pflanzen bekannt geworden, die mehr Wuchsstoff erzeugen als eine nahe verwandte Vergleichspflanze, aber es fehlt auch nicht an Beispielen für den Nachweis einer wuchsstoffzerstörenden Oxydase. Wenn diese Oxydase zu wenig gebildet wird oder gar fehlt, dann kann es in der Pflanze ebenfalls zu einem Ansteigen des Wuchsstoffspiegels kommen.

Wir versuchten in den Jahren 1955 und 1956 an einem umfangreichen Material diese Fragen bei der *helix*-Mutante zu klären und untersuchten auch eine weitere *Oenotheren*-Mutante, die immer wieder, besonders aus der *Nn-Lamarckiana* herausspaltende Zwergform *nanella*. Die *nanella* war uns im Gegensatz zur *helix*-Mutante durch eine besonders geringe Wuchsstoffabgabe aufgefallen, und durch eine Arbeit von v. OVERBEEK (1938) wurden wir darauf aufmerksam gemacht, daß die *nana*-Rassen beim *Mais* mehr Wuchsstoff zerstören als die normalen, woraus ihre niedere, buschige Form resultiert; so galt es zu klären, ob sich die *nanella*-Mutante ähnlich verhielt.

* Meinem hochverehrten Lehrer, Herrn Prof. Dr. O. RENNER zum 75. Geburtstag gewidmet.

II. Material und Methode

Für unsere Versuche standen uns aus den Kulturen von Herrn Prof. RENNER neben der *Z-amphivelutina helix* und der Normalform auch die von uns erneut hergestellte *Lamarckiana helix* zur Verfügung; ferner verwendeten wir die *Nn-Lamarckiana* und die aus dieser herauspaltende Zwergform *nanella*.

Wie Untersuchungen zeigten, gibt die *Z-amphivelutina helix* weitaus am meisten Wuchsstoff von allen hergestellten *helix*-Verbindungen ab (unveröffentlicht). Daher wählten wir für unsere Untersuchungen diese Form, um auch statistisch auswertbare Ergebnisse zu bekommen.

Die Bestimmung des Wuchsstoffgehaltes führten wir wiederum nach dem Test von WENT (1929) aus, wie wir es schon beschrieben haben (1955). Zur statistischen Sicherung nahe beieinanderliegender Vergleichswerte benutzten wir den *t*-Test nach WEBER (1949).

Über die Methode einiger colorimetrischer Untersuchungen mit dem Salkowski-Reagens berichten wir bei deren Erwähnung.

III. Das Wuchsstoff-Oxydase-Verhältnis der *helix*-Mutante

In unserer ersten Arbeit (1955) konnten wir zeigen, daß die *helix*-Mutante in den ersten Schossungstagen am meisten Wuchsstoff abgibt, sich danach aber bis zum Beginn der Blütenbildung an die Normalform angleicht. Es tauchte daher die Frage auf, ob dieser hohe Wuchsstoffspiegel in der Pflanze auf einer stärkeren Erzeugung des Wuchsstoffes beruht, oder ob eine Oxydase fehlt, die normalerweise den Wuchsstoffhaushalt regelt.

Wir versuchten diese Frage auf zwei Wegen zu klären:

1. Stengel- und Blatteilen der *helix*-Mutante und der Normalform wurden indolylessigsäurehaltige Agarblöckchen aufgesetzt und deren Krümmungseffekt an Haferkoleoptilen vor dem Aufsetzen und nach der Wegnahme bestimmt.

2. In 10^{-5} molare IES-Lösung legten wir Blattgewebe von *helix* und von normal ein und bestimmten nach $\frac{3}{4}$ Std colorimetrisch die vorhandene Wuchsstoffmenge.

1. Versuche zur Bestimmung der Oxydase in Stengelteilen. a) Junge Pflanzen. Mit diesen Versuchen begannen wir, als die Pflanzen im Freiland gerade zu schossen anfangen. Die Stengelspitze wurde zu diesem Zeitpunkt 1 cm unter dem Vegetationspunkt abgeschnitten und auf deren Schnittfläche eines unserer Agarblöckchen gelegt, das vorher mindestens 1 Std in einer 10^{-5} molaren Indolylessigsäure gelegen hatte. Das Blöckchen verblieb auf der Stengelspitze $\frac{5}{4}$ Std; danach wurde es an die dekapitierte Koleoptile mit einer Gelatinelösung angeklebt. Nach weiteren $\frac{9}{4}$ Std wurde die Krümmung der Haferkoleoptilen gemessen. Die in den Tabellen angegebenen Werte stellen die Krümmungswerte der Koleoptilen in Bogengraden dar. Gleichzeitig testeten wir auch Blöckchen, die direkt aus der 10^{-5} molaren IES-Lösung auf Haferkoleoptilen gesetzt wurden. Diese Versuche zeigen (Tabelle 1),

daß zwischen dem Wuchsstoffgehalt der Blöckchen, der sich nach dem Verweilen auf den Stengelspitzen von *helix* und *normal* in ihnen noch nachweisen läßt, kein Unterschied besteht: beide zerstören gleichviel Wuchsstoff.

Tabelle 1

Tag des Testes $n = x$	10^{-5} IES $\frac{5}{4}$ Std auf Z-amphi- velutina <i>helix</i>	10^{-5} IES $\frac{5}{4}$ Std auf Z-amphi- velutina <i>normal</i>	10^{-5} IES $\frac{5}{4}$ Std auf Lamarckiana <i>helix</i>	10^{-5} IES $\frac{5}{4}$ Std auf Lamarckiana <i>normal</i>	10^{-5} IES	IES höhere Konzentration
12. 6. 56 $n = 10$	$15,0 \pm 0,32$	$15,3 \pm 0,36$	—	—	$19,4 \pm 0,42$	$27,6 \pm 0,33^*$
14. 6. 56 $n = 10$	$17,1 \pm 0,45$	$17,7 \pm 0,64$	—	—	$22,3 \pm 0,27$	$11,0 \pm 0,71^{**}$
25. 6. 56 $n = 9$	$20,5 \pm 0,46$	$20,1 \pm 0,49$	$20,3 \pm 0,55$	$20,8 \pm 0,31$	$21,4 \pm 0,51$	—
26. 6. 56 $n = 7$	$22,5 \pm 0,66$	$22,4 \pm 0,35$	$22,3 \pm 0,38$	$23,1 \pm 0,25$	$25,5 \pm 0,45$	—
27. 6. 56 $n = 13$	$20,2 \pm 0,26$	$20,1 \pm 0,26$	$20,2 \pm 0,41$	—	$25,3 \pm 0,40$	—
28. 6. 56 $n = 14$	$19,2 \pm 0,30$	$19,4 \pm 0,28$	$19,7 \pm 0,28$	—	$25,7 \pm 0,28$	—
Gesamt- mittel:	$19,1 \pm 1,04$	$19,1 \pm 0,29$	$20,6 \pm 0,59$	$21,8 \pm 0,37$	$23,2 \pm 0,33$	

* 5×10^{-5} molare Lösung; ** 10^{-4} molare Lösung.

Bei einigen Untersuchungen verwendeten wir neben der *Z-amphivelutina helix* auch *Lamarckiana helix* und *Lamarckiana normal*; auch diese unterscheiden sich nicht in der Wuchsstoffzerstörung, und ebenso wenig *Z-amphivelutina normal* und *Lamarckiana normal*.

Da wir zunächst vermuteten, daß aus den Stengelspitzen ein Wuchsstoff in die Agarblöckchen diffundieren könne, testeten wir anfangs eine höhere Wuchsstoffkonzentration neben der 10^{-5} molaren mit. Diese Vermutung bestätigte sich jedoch nicht, denn eine 5×10^{-5} molare Heteroauxinlösung bewirkt schon eine Krümmung von $27,6^\circ$, während die 10^{-5} molare Lösung, nachdem sie $\frac{5}{4}$ Std auf den Stengelspitzen der zu untersuchenden Pflanzen verblieben war, nur noch eine Krümmung der Haferkoleoptilen von 15° bis zu 20° verursachte. Eine 10^{-4} molare Lösung ließ die Koleoptilen sich nur noch um 11° krümmen; diese Konzentration hemmte bereits das Wachstum wieder.

Ein längeres Verbleiben der Wuchsstoffblöckchen auf den Stengelteilen bewirkt keine stärkere Zerstörung der Indolylessigsäure, wie aus den Testen vom 27. 6. und 28. 6. ersichtlich ist, bei denen die Blöckchen statt $\frac{5}{4}$ Std $\frac{8}{4}$ Std der Oxydase ausgesetzt wurden.

b) *Ältere Pflanzen.* Stehen die Pflanzen kurz vor dem Öffnen der ersten Blüte, dann zerstören sie nicht mehr so viel Wuchsstoff wie junge Pflanzen (Tabelle 2).

Zu diesem Zeitpunkt ist aber auch der Wuchsstoffgehalt der Pflanze beträchtlich abgesunken (vgl. CHROMETZKA 1955, Tabelle 5, S. 282); hier

Tabelle 2

Tag des Testes $n = x$	10^{-5} IES $\frac{3}{4}$ Std auf Z-amphi- velutina helix	10^{-5} IES $\frac{3}{4}$ Std auf Z-amphi- velutina normal	IES 10^{-5} molar
31. 7. 56 $n = 6$	$19,2 \pm 0,44$	$20,2 \pm 0,31$	$22,4 \pm 0,28$
1. 8. 56 $n = 9$	$19,2 \pm 0,29$	$19,8 \pm 0,21$	$22,8 \pm 0,21$
2. 8. 56 $n = 7$	$20,8 \pm 0,46$	$19,3 \pm 0,54$	$21,3 \pm 0,11$
Gesamt- mittel:	$19,7 \pm 0,17$	$19,8 \pm 0,08$	$22,1 \pm 0,44$

gehen wir wohl nicht fehl mit der Erklärung, daß mit dem Sinken des Wuchsstoffspiegels in der Pflanze auch der Oxydasegehalt nachläßt (vgl. GALSTON u. DALBERG 1954).

c) *Blätter*. Zu gleichen Ergebnissen kamen wir, wenn wir statt der Stengelspitzen Blattnervenstücke auf wuchsstoffhaltige Agarblöckchen setzten; die 1 cm langen Blattnervenstücke entnahmen wir am Ende

des Blattstieles zur Spreite hin; sie wurden invers in feuchte Kamern gestellt und mit einem Agarblöckchen belegt.

Tabelle 3 zeigt, daß auch hier kein Unterschied zwischen *helix* und *normal* besteht.

Tabelle 3

Tag des Testes $n = x$	10^{-5} IES $\frac{3}{4}$ Std auf Z-amphi- velutina helix	10^{-5} IES $\frac{3}{4}$ Std auf Z-amphi- velutina normal	IES 10^{-5} molar	IES 5×10^{-5} molar
15. 6. 56 $n = 10$	$17,2 \pm 0,33$	$17,6 \pm 0,41$	$22,2 \pm 0,39$	$29,7 \pm 0,37$
18. 6. 56 $n = 10$	$18,4 \pm 0,24$	$18,2 \pm 0,36$	$23,1 \pm 0,27$	—
Gesamt- mittel:	$17,8 \pm 0,60$	$17,9 \pm 0,30$	$22,6 \pm 0,44$	

2. Versuche zur colorimetrischen Bestimmung der Oxydasewirkung.

Für unsere Versuche benutzten wir ein Lange-Colorimeter Modell VI mit vorgeschaltetem Grünfilter und einer 6 V 5 W-Lampe. Das Gerät wurde mit 220 V Netzspannung betrieben; gemessen wurde bei einer Empfindlichkeit von „100“ im Meßbereich von 530 m μ . In Tabelle 4 stellen die Zahlen Extinktionswerte dar.

Nach den Angaben von GALSTON u. DALBERG (1954) legten wir in 5 ml einer 10^{-5} molaren Heteroauxinlösung $\frac{3}{4}$ Std lang 400 mg Blattgewebe der zu untersuchenden Pflanzen ein und schüttelten bei 27° C im Dunkeln. Nach dem Dekantieren der überstehenden Lösung fügten wir zu dieser 10 ml Salkowski-Reagens nach GORDON u. WEBER (1951) (Perchlorsäure und Eisen-III-chlorid).

Danach blieb das Gemisch bei 20° C eine Stunde im Dunkeln stehen, und anschließend wurde die Farbtiefe bestimmt. In Tabelle 4 sind die Versuchsergebnisse zusammengefaßt.

Tabelle 4

Test-Nr.	Ausgangskonzentration: 10 ⁻⁵	10 ⁻⁵ nach Einlegen von <i>Z-amphivelutina helix</i>	10 ⁻⁵ nach Einlegen von <i>Z-amphivelutina normal</i>	10 ⁻⁵ nach Einlegen von <i>Lamarckiana normal</i>	10 ⁻⁵ nach Einlegen von <i>Lamarckiana nanella</i>
1	0,099	0,079	0,080	0,082	0,060
2	0,093	0,078	0,081	0,080	0,052
3	0,084	0,072	0,075	0,076	0,043
4	0,076	0,058	0,060	0,061	0,039

Aus diesen Versuchen, die vom 12. 6. bis zum 15. 6. 1956 ausgeführt wurden, ist ersichtlich, daß zwischen *helix* und *normal* kein Unterschied besteht. Die mitgetestete *Lamarckiana nanella* zerstörte indes mehr Wachsstoff, worauf wir noch eingehen werden.

An Hand einer Eichkurve ergibt sich aus diesen Werten, daß die Konzentration der anfänglich 10⁻⁵ molaren IES nach dem Einlegen von *Z-amphivelutina helix*, *Z-amphivelutina normal* und *Lamarckiana normal* auf 8 × 10⁻⁶ molar abgesunken ist; durch *Lamarckiana nanella* wurde sie auf 6 × 10⁻⁶ gesenkt.

IV. Der Wachsstoffhaushalt der Mutante *Nanella*

Der zwergige, buschige Wuchs dieser Mutante steht dem unverzweigten Riesenwuchs der Mutante *helix* auffällig gegenüber. Unsere Untersuchungen galten zunächst der Wachsstoffabgabe der *nanella*. Sie erbrachten, wie Tabelle 5 zeigt, das nicht unerwartete Ergebnis: *nanella*

Tabelle 5

Tag des Testes $n=x$	Wachsstoffabgabe der Stengelspitze von <i>Lamarckiana normal</i>	Wachsstoffabgabe der Stengelspitze von <i>Lamarckiana nanella</i>	Wachsstoffabgabe der Stengelspitze von <i>Lamarckiana helix</i>	IES 10 ⁻⁵ molar
23. 6. 56 $n=10$	11,3 ± 0,17	7,8 ± 0,26	14,5 ± 0,13	21,1 ± 0,44
25. 6. 56 $n=10$	12,0 ± 0,22	7,9 ± 0,31	15,1 ± 0,54	22,4 ± 0,43
Gesamt- mittel:	11,6 ± 0,35	7,8 ± 0,50	14,8 ± 0,30	21,7 ± 0,65

Statistische Sicherung (t-Test):

23. 6. 56: *normal* gegen *nanella*: $D=3,5$; $\sigma_D=0,098$; $3,6 \sigma_D < D$. *normal* gegen *helix*: $D=3,2$; $\sigma_D=0,066$; $3,4 \sigma_D < D$ (hier $n=12$ bei *Lamarckiana helix*).

25. 6. 56: *normal* gegen *nanella*: $D=4,1$; $\sigma_D=0,082$; $3,6 \sigma_D < D$. *normal* gegen *helix*: $D=3,1$; $\sigma_D=0,12$; $3,6 \sigma_D < D$. Da das Vielfache von σ_D bei allen Vergleichen jeweils kleiner als D ist, handelt es sich stets um echte Differenzen.

gibt weniger Wuchsstoff an unsere Agarblöckchen ab als die normale *Lamarckiana* und diese wiederum weniger als die *Lamarckiana helix*.

Eine Arbeit von v. OVERBEEK (1938) weist auf die *nana*-Rassen beim Mais hin, die mehr Wuchsstoff zerstören als die normalwüchsigen Maispflanzen. Wir prüften dieses nun auch bei unserer *nanella* und fanden (Tabelle 6), daß die *Lamarckiana nanella* mehr Wuchsstoff zerstören kann als die normale Pflanze und die *helix*-Mutante (s. auch Tabelle 4).

Tabelle 6

Tag des Testes $n = x$	10^{-5} IES $\frac{3}{4}$ Std auf Lamarckiana nanella	10^{-5} IES $\frac{3}{4}$ Std auf Lamarckiana normal	10^{-5} IES $\frac{3}{4}$ Std auf Lamarckiana helix	IES 10^{-5} molar
25. 6. 56 $n = 9$	$15,2 \pm 0,29$	$20,8 \pm 0,31$	$20,3 \pm 0,55$	$21,4 \pm 0,51$
26. 6. 56 $n = 9$	$17,2 \pm 0,31$	$23,1 \pm 0,25$	$22,3 \pm 0,38$	$25,5 \pm 0,45$
27. 6. 56 $n = 9$	$17,1 \pm 0,25$	$22,0 \pm 0,26$	$22,1 \pm 0,32$	$24,7 \pm 0,34$

Statistische Sicherung (t-Test):

25. 6. 56: *nanella* gegen *helix*: $D = 5,1$; $\sigma_D = 0,23$; $3,6 \sigma_D < D$.

26. 6. 56: *nanella* gegen *helix*: $D = 5,1$; $\sigma_D = 0,17$; $3,6 \sigma_D < D$.

27. 6. 56: *nanella* gegen *helix*: $D = 5,0$; $\sigma_D = 0,13$; $3,6 \sigma_D < D$.

Da $3,6 \sigma_D$ jeweils kleiner als D ist, handelt es sich stets um eine echte Differenz.

Die gleiche Frage mußte nun auch an älteren Pflanzen geprüft werden, zu einer Zeit also, da nur noch wenig Wuchsstoff in den Pflanzen nachzuweisen ist. In Tabelle 7 sind diese Versuche zusammengefaßt.

Tabelle 7

Tag des Testes $n = x$	10^{-5} IES $\frac{3}{4}$ Std auf Lamarckiana nanella	10^{-5} IES $\frac{3}{4}$ Std auf Lamarckiana normal	10^{-5} IES $\frac{3}{4}$ Std auf Z-amphi- velutina helix	10^{-5} IES $\frac{3}{4}$ Std auf Z-amphi- velutina normal	IES 10^{-5} molar
31. 7. 56 $n = 8$	$19,5 \pm 0,31$	$20,2 \pm 0,31$	$19,2 \pm 0,44$	—	$22,4 \pm 0,28$
1. 8. 56 $n = 8$	$20,0 \pm 0,27$	$20,0 \pm 0,22$	$19,2 \pm 0,29$	$19,8 \pm 0,21$	$22,8 \pm 0,21$
2. 8. 56 $n = 6$	$20,3 \pm 0,17$	$20,5 \pm 0,45$	$19,3 \pm 0,54$	—	$22,7 \pm 0,11$
Gesamt- mittel:	$19,9 \pm 0,22$	$20,2 \pm 0,15$	$19,2 \pm 0,01$	$19,8 \pm 0,21$	$22,6 \pm 0,12$

Diese Versuche zeigen, daß zu einem Zeitpunkt, da die Pflanzen kurz vor dem Öffnen der ersten Blüte stehen, kaum noch eine Zerstörung des

Wuchsstoffes in der Pflanze erfolgt und vor allem, daß nun auch die *nanella*-Mutante nicht mehr in der Lage ist, ihr dargebotenen Wuchsstoff zu zerstören. Auf die Abhängigkeit der Oxydase vom Wuchsstoffspiegel in der Pflanze haben bereits GALSTON u. DALBERG (1954) hingewiesen; diese Autoren fanden, daß der Oxydasegehalt des Gewebes ansteigt, je mehr Auxin ihm geboten wird.

V. Diskussion

Unsere Untersuchungen über den Wuchsstoff-Oxydase-Haushalt der *helix*-Mutante und der Normalform zeigen, daß hierin kein Unterschied besteht: Beide zerstören gleichviel angebotene Indolylessigsäure in der gleichen Zeit. Damit fand eine noch offene Frage (CHROMETZKA 1955) ihre Klärung, ob die Wuchsstoffanomalien der *helix*-Mutante auf einer Überproduktion an Wuchsstoff oder dem Fehlen einer Wuchsstoff-Oxydase beruhen. Alle Versuche sprechen eindeutig dafür, daß die *helix*-Mutante mehr Wuchsstoff erzeugt als die Normalform.

Andererseits konnten wir nachweisen, daß die aus *Oenothera Nn-Lamarckiana* herausspaltende, von DE VRIES (1913) gefundene Mutante *nanella* mehr Wuchsstoff zerstört als die normale *Lamarckiana*.

Das Gen *Hel* bzw. *hel* liegt im Chromosom 3·4 von *velans*, und zwar im 3-Ende distal von *P* (CHROMETZKA 1956), das Gen *N* bzw. *n* liegt ebenfalls in 3·4 von *velans*, aber im 4-Ende (RENNER 1933, S. 245).

Wir gehen wohl nicht fehl, wenn wir das Gen *Hel* (und seine rezessive Mutation *hel*) nach unseren Erfahrungen als mitverantwortlich für die Wuchsstoffproduktion der *Oenotheren* bezeichnen; dagegen ist das Gen *N* (und auch hier die Mutation *n*) wohl an der Regulierung des Oxydasepiegels in der Pflanze beteiligt, also ein Gegenspieler von *Hel* und in seiner Aktivität nicht ganz unabhängig von diesem.

Pflanzen mit *helhel* sind in ihrer Fertilität durch die hohe Wuchsstoffproduktion stark gestört und sterben oft bis zu 50% schon als Keimlinge ab. Pflanzen mit *nn* sind durch die starke Wuchsstoffzerstörung zwergig und kommen dadurch erst sehr spät zur Blüte, da ihnen zum Wachstum nur wenig aktiver Wuchsstoff zur Verfügung steht; dadurch kommt ein großer Prozentsatz der Samen nicht zur Reife, und die Pflanze ist ebenfalls in ihrer Fertilität unterlegen. Interessant verspricht die Verbindung *helhel nn* zu werden; wird sie einen ausgeglichenen Wuchsstoffhaushalt haben?

Beispiele für eine unterschiedliche Wuchsstoffproduktion nahe verwandter Arten haben wir bereits in unserer früheren Veröffentlichung besprochen (1955); dagegen ist uns eine verschieden starke Oxydation von Wuchsstoff bei verwandten Arten nur aus der Arbeit von v. OVERBEEK (1938) über die *nana*-Rassen beim *Mais* bekannt.

Zusammenfassung der wesentlichen Ergebnisse

1. Die *Oenotheren*-Mutante *helix* zeichnet sich durch eine Überproduktion an Wuchsstoff aus und nicht durch das Fehlen einer Wuchsstoff-Oxydase.

2. Die aus der *Oe. Nn-Lamarckiana* herauspaltende de Vriessche Mutante *nanella*, ausgezeichnet durch zwergigen Wuchs, zerstört mehr Wuchsstoff als die Normalform, ähnlich den *nana*-Rassen beim Mais. Damit erklärt sich die geringe Wuchsstoffabgabe der Mutante *nanella*.

Der Deutschen Forschungsgemeinschaft danke ich für die Gewährung eines Stipendiums.

Literatur

CHROMETZKA, P.: Zur Kenntnis der Morphologie und des Wuchsstoffverhaltens der *Oenothera hybrida* mut. *helix*. Z. induct. Abstamm.- u. Vererb.-Lehre 87, 267—297 (1955). — Zur Kenntnis der Lage des Gens *hel* der *Oenothera hybrida* mut. *helix*. Planta (Berl.) 46, 643—648 (1956). — GALSTON, A. W., and LOTTE Y. DALBERG: The adaptive formation and physiological significance of indoleacetic acid oxidase. Amer. J. Bot. 41, 373—380 (1954). — GORDON, S. A., and R. P. WEBER: Colorimetric estimation of indoleacetic acid. Plant Physiol. 26, 192—195 (1951). — OVERBECK, J. V.: Auxin production in seedlings of dwarf maize. Plant Physiol. 13, 587—598 (1938). — RENNERT, O.: Zur Kenntnis der Letalfaktoren und des Koppelungswechsels der *Oenotheren*. Flora (Jena) 127, 215—250 (1933). — Über *Oenothera hybrida* mut. *helix*. Planta (Berl.) 42, 30—41 (1953). — VRIES, H. DE: Opera e periodicis collata. Bd. VI u. VII (Abdrucke sämtlicher Arbeiten bis 1925). Utrecht 1920—1927. — WEBER, ERNA: Grundriß der biologischen Statistik, 1. Aufl. Jena 1948. — WENT, F. W.: Wuchsstoff und Wachstum. Rec. Trav. bot. néerl. 25, 1—116 (1929).

Dr. PETER CHROMETZKA, Hopfenversuchsgut Hüll, Post Wolnzach I Obb.