

BOLETIM  
DA SOCIEDADE  
BROTERIANA

FUNDADO EM 1880 PELO DR. JÚLIO HENRIQUES

PUBLICAÇÃO DO INSTITUTO  
BOTÂNICO DA UNIVERSIDADE  
DE COIMBRA

VOL. XI-II SÉRIE

*REDACTORES:*

DR. L. WITNICH CARRISSO  
*Director do Instituto Botânico*

DR. A. QUINTANILHA



1936

**C**omposição e impressão da Oficina de  
José de Oliveira Júnior — Alcobaça

## ÍNDICE

	PÁG.
BANCROFT, HELEN — Contribuições para o conhecimento da flora de África. I. New angolan species of <i>Monotes</i> . . . . .	43
EXELL, À. W. e MENDONÇA, F. A. — Contribuições para o conhecimento da flora de Africa. II. Novas espécies da flora de Angola . . . . .	46
FERNANDES, ABÍLIO — La mixoploidie chez <i>Narcissus reflexas</i> Brot. . . . .	27
———Les satellites chez les Narcisses. II. Les satellites pendant la mitose . . . . .	87
———Sur la cariologie de <i>Welwitschia mirabilis</i> Hook. f. . . . .	267
GONÇALVES DA CUNHA, A. — Uredíneas de Portugal . . . . .	169
HEITZ, EMIL und RESENDE, FLÁVIO — Zur Methodik der Pollenkorn- und Pollenschlauchuntersuchuná .. . . .	5
PRIMO, S. DA COSTA — Action du progynon sur la germination et l'allongement des racines. . . . .	147
SAMPAIO, GONÇALO — Iberis de Portugal. . . . .	17
TABORDA DE MORAIS, ARTUR — Estudos nas aveias. I. As aveias portuguesas da secção <i>Euavena</i> Griseb. . . . .	49
———Notas sôbre a flora portuguesa . . . . .	153



# ZUR METHODIK DER POLLENKORN- UND POLLENSCHLAUCHUNTERSUCHUNG

von

EMIL HEITZ und FLÁVIO RESENDE

(HAMBURG)

*Eingegangen am 1. Dezember 1935.*

WAHREND die Carminessigsäure nach SCHNEIDER (der Zusatz von Eisen nach BELLING bedeutet keine wesentliche Abänderung des ursprünglichen Verfahrens) immer ausgiebiger zur Untersuchung sämtlicher Pphasen der Reduktionsteilung in den Antberen mit Erfolg angewandt wird, lassen sich die Verhältnisse im ausgebildeten Pollenkorn auf diese Weise nicht oder nur in seltenen Fällen ermitteln. Seit 1930 gebraucht der Altere von uns hierfür bei Kursen mit bestem Erfolg die Kochmethode (HEITZ 1926) oder die Heissmethode (HEITZ 1932, S. 576). Im Folgenden sollen einige Belege beigebracht und ferner gezeigt werden, wie man mit der zweitgenannten Methode auch Pollenschläuche untersuchen kann.

## I. Vorgang

Durch Zerquetschen von ausgewachsenen, noch geschlossenen oder schon geöffneten Antheren werden in einem kleinen Tropfen Carminessigsäure möglichst viele Pollenkörner gebracht, sodass diese dicht aneinander liegen. Nach dem Auflegen des Deckglases erhitzt man zunächst bis gerade eben zum Sieden (Heissmethode) und untersucht nach dem Erkalten des Objektträgers. Sind die Kerne nicht zu erkennen, so wird das Präparat vorsichtig aber kräftig unter Zusatz der verdampfenden Carminessigsäure aufgekocht.

Zur Untersuchung der Pollenschläuche sät man den Pollen in der üblichen Weise unter Beachtung der für jedes Objekt besonderen Bedingungen (vgl. S. 11) auf

einem Objektträger aus, gibt nach erfolgter Keimung in dem gewünschten Stadium einen Tropfen Carminessigsäure dazu und erhitzt vorsichtig nach Auflegen des Deckglases bis zum Sieden.

## II. Pollenkörner

Gegen 100 Vertreter aus folgenden Familien und Gattungen wurden untersucht:

### Monokotylen:

- Araceae: *Anthurium*  
 Commelinaceae : *Tradescantia*  
 Liliaceae: *Lilium*, *Aloe*, *Gasteria*, *Haworthia*, *Äprica*,  
*Ornithogalum*, *Eucomis*  
 Amaryllidaceae : *Clivia*  
 Bromeliaceae : *Tillandsia*, *Billbergia*, *Achmaea*  
 Musaceae : *Strelitzia*

### Dikotylen :

- Ranunculaceae : *Helleborus*  
 Crucifetae: *Alyssum*, *Nasturtium*, *Capsella*  
 Rosaceae: *Rosa*  
 Leguminosae : *Accacia*, *Cytisus*, *Älbizzia*, *Carmichaelia*,  
*Genista*  
 Crassulaceae : *Cotylédon*  
 Geraniaceae: *Pelargonium*  
 Rutaceae : *Barosma*, *Choysia*  
 Polyéalaceae : *Polygala*  
 Euphorbiaceae : *Codiaeum*  
 Balsaminaceae : *Impatiens*  
 lylalvaceae: *Abutilon*  
 Passiiloraceae : *Passiflora*  
 Begoniaceae : *Bégonia*  
 Opuntiaceae : *Rhipsalis*  
 Melastomataceae : *Medinilla*  
 Ericaceae: *Maleania*  
 Gesneraceae: *Streptocarpus*, *Koeleria*, *Columnnea*, *Saint-*  
*pattlia*  
 Acanthaceae: *Thunhergia*, *Beioperame*, *Strobilanthes*,  
*Aphelandra*

*Verbenaceae:* *Clerodendron*  
*Labiatae:* *Westringia*, *Trichostigma*, *Phlomis*  
*Myoporaceae:* *Oftia*  
*Rubiaceae:* *Luculia*, *Ixora*  
*Cucurbitaceae:* *Bryonia*  
*Campanulaceae:* *Centropogon*  
*Compositae:* *Gazania*, *Gaillardia*, *Rudbeckia*, *Rhodante*

Von diesen Vertretern konnten nur bei folgenden die Kerne mit der Kochmethode hauptsächlich wegen der in zu grosser Menge vorhandenen Reservestoffe nicht sichtbar gemacht werden:

*Billbergia*, *Älbizzia*, *Polygala*, *Streptocarpus*, *Thunbergia*,  
*Strobilatithes*, *Westringia*.

Hier wurde ebenfalls ohne Erfolg die Nuklealreaktion angewandt (Sie fällt natürlich bei den Kernen auch dieser

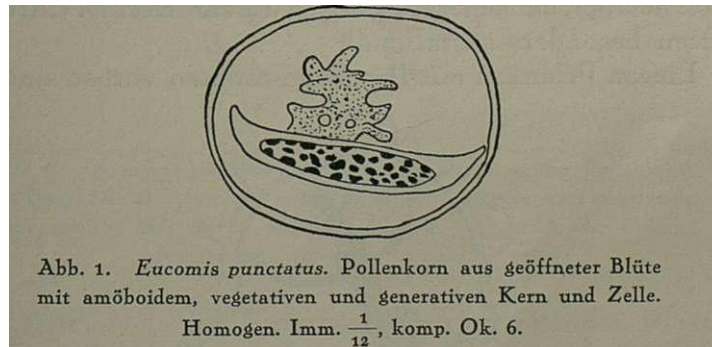


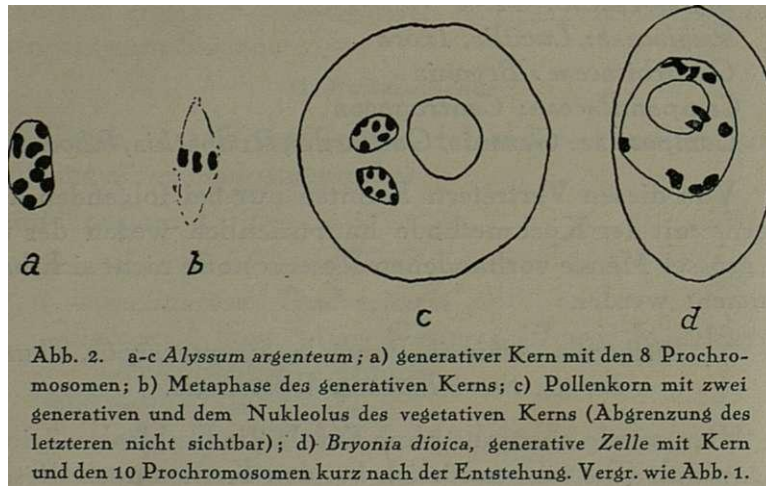
Abb. 1. *Eucomis punctatus*. Pollenkorn aus geöffneter Blüte  
 mit amöboidem, vegetativen und generativen Kern und Zelle.  
 Homogen. Imm.  $\frac{1}{12}$ , komp. Ok. 6.

Pflanzen positiv aus, aber die dicht gelagerten Reservestoffe machen einen Einblick in das Pollenkorn unmöglich).

Besonders geeignet sind die grosskernigen *Liliaceen* und *Amaryllidaceen*. Hier, wie bei vielen *Dikotylen*, hebt sich auch die generative Zelle sehr klar ab. Besonders schöne Präparate gehen, um nur einige wenige Beispiele zu nennen, *Aloe*, *Gasteria* und *Haworthia*-Arten, *Clivia miniata* (1), *Eucomis punctatus* (Abb. 1), *Ornithogalum-*

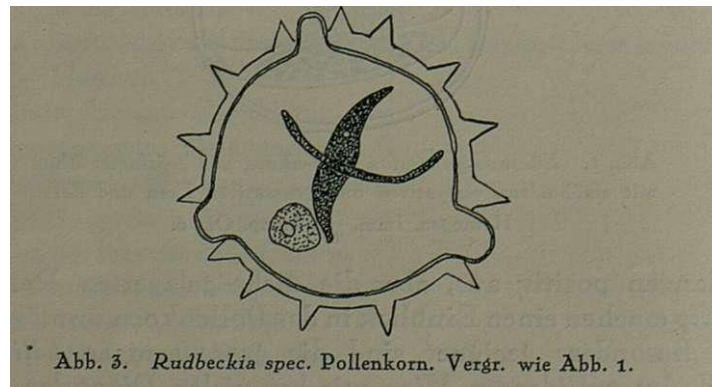
**Anm. 1.** Bei *Clivia miniata* wurde der generative Kern (auch in jungen, noch nicht ausgewachsenen Blüten) immer in Prophase gefunden. Vielleicht liegt eine — etwas frühere — Übergangsstufe zu 3 kernigen Pollenkörnern vor (vgl. *Impatiens*).

-Arten. Bei *Eucomis punctatus* ist in geschlossenen Blüten der vegetative Kern wie üblich rund-oval, in geöffneten



schön gelappt, der generative durch die zahlreichen Chromocentren besonders auffallend.

Liegen Pflanzen mit Prochromosomen vor, so sind sie,

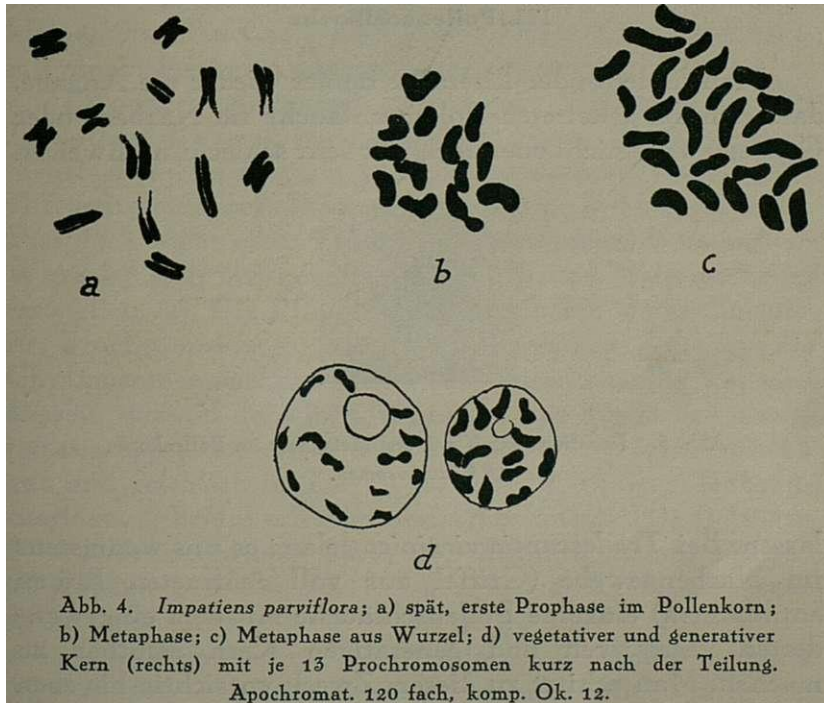


wie zu erwarten, in der haploiden Zahl vorhanden (z. B. *Bryonia dioica*, *Alyssum argenteum*—Abb. 2 —, *Impatiens parviflora* und *Balsaminae* — Abb. 4  $\mu$  6). Weil diese beiden Arten besonders für Kurszwecke geeignet sind, wird weiter unten noch auf sie zurückzukommen sein.

Schöne Präparate von Pollenkörnern mit zwei generativen Kernen erhält man z. B. von *Alyssum argenteum*



(Abb. 2 c) ferner besonders bei grosskernigen *Compositen* wie *Rhodante Manglesii*, *Gaillardia pulchella*, und *Rudbeckia*-Arten (Abb. 3). Die Abbildung scheint eine Keimung zu zeigen; in Wirklichkeit handelt es sich aber um infolge



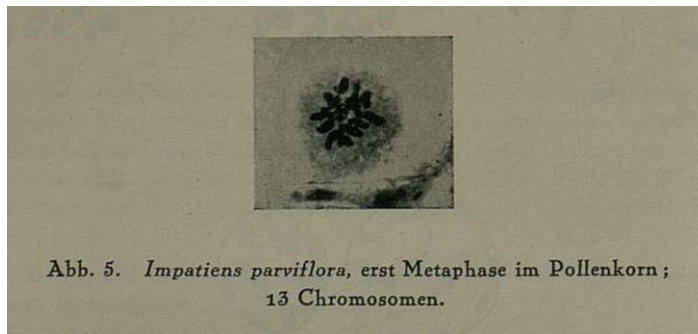
des Kochens aus den Keimporen hervortretendes Plasma.

Hier sei eine Berichtigung über die Chromosomenzahl von *Impatiens parviflora* angefügt. In der Literatur finden sich drei verschiedene Angaben: 10-11 (HEITZ 1926), 10 (SCHÜRHOFF 1931), 12 (WULFF 1934). Wie die obenerwähnte Abbildung des generativen und vegetativen Kernes zeigt, sind in beiden 13 Prochromosomen zu zählen. Um ganz sicher zu gehen, wurden auch die ersten Prophasen und Metaphasen in Pollenkorn untersucht (Abb. 4 a, b) und einwandfrei 13 Chromosomen ermittelt, was durch die Photographie belegt sei (Abb. 5). In Mitosen der Wurzel wurden entsprechend 26 Chromosomen gefunden (Abb. 4 c). Schliesslich sammelten wir noch Material aus dem

Düsterbrooker Gehölz in Kiel um dem Einwand zu begegnen, dass bei WULFF, dessen Pflanzen von dort stammten, eine andere Rasse vorgelegen habe. Doch auch diese Pflanzen besitzen haploid 13 Chromosomen.

### III. Pollenschläuche

Man findet in der Literatur immer wieder die Angabe, dass sich die gekeimten Pollenschläuche im Narben- oder Griffelgewebe nicht oder doch nur sehr schlecht nachweisen



lassen. Bei *Tradescantia virginica* gelang es uns wenigstens im Narbengewebe (Griffel aus voll geöffneten Blüten entnommen) einzelne Pollenschläuche mit dem eingewanderten vegetativen und generativen Kern sichtbar zu machen. Man erhitzt zu diesem Zweck vorsichtig bischen zum Kochen. Bei einigem Suchen wird man sicher noch andere Pflanzen finden, die geeignet oder noch günstiger sind.

Wenn auch das Verfahren von TRANKOWSKY (1931), Fixierung und Färbung von Pollenschläuchen mit den üblichen Mitteln aber auf dem Keimungssubstrat und Objektträger sehr schöne Resultate gibt, so kann man doch alleine durch vorsichtiges Frhitzen oder nur Erwärmen mit Carminessigsäure, ohne dass die Schläuche platzen, die Kern sehr schön sichtbar machen. Jedenfalls ist aber die Verwendung der Heissmethode viel bequemer. Das gilt besonders beim Vergleich mit der Nuklealreaktion, die WULFF (1933) wohl erstmals für Pollenschläuche gebraucht hat. Während bei Anwendung der Nuklealreak-

tion, wie auch, WULFF angibt, beim Übertragen in die Einzelmedien ziemlich viel Schläuche verloren gehen, ist das bei Verwendung der Heissmethode nicht der Fall, da man den auf einem Objektträger befindlichen Agar, auf welchem die Pollenkörner gekeimt sind, nur mit einem kleinen Tropfen Carminessigsäure zu bedecken und dann mit einem Deckglas abzuschliessen braucht.

Besonders eingehend haben wir die Keimung bei *Impatiens Balsaminae* untersucht. Diese Pflanze ist in mehrfacher Hinsicht ein ganz ausgezeichnetes Kursobjekt, 1) Die diploide, verhältnismässig niedrige Zahl der kurzen, aber doch nicht allzu kleinen Chromosomen, lässt sich in Wurzelspitzen mit Leichtigkeit (Koch und Heissmethode) feststellen. 2) Die Pflanze ist zugleich ein gutes Beispiel für Prochromosomen, also für in derselben Zahl wie die Chromosomen vorkommenden Chromocentren. Ihr Vorhandensein wird in derselben Wurzel etwas hinter der meristematischen Zone untersucht. 3) Die Pollenkörner keimen gut und reichlich in Leitungswasser, 2,5% iger Rohrzuckerlösung, beides mit oder ohne Agarzusatz (1). 4) In den Pollenkörnern wie in 1 bis 1 — Stunden alten Pollenschläuchen befindet sich der generative Kern, also *sehr lange* und unverhältnismässig früh, *in der Metaphase*, sodass die Demonstration der haploiden Chromosomenzahl hier im Vergleich zur Wurzel besonders leicht fällt und ohne dass nach der Reduktionsteilung (die bei *Impatiens* für Kurszwecke ungeeignet ist) gesucht zu werden braucht.

Die Verhältnisse im Pollenkorn und bei der Keimung sind folgende: Entnimmt man ausgewachsenen, geschlossenen oder geöffneten Blüten Pollen, so findet man immer ausser dem vegetativen Kern die sichten Chromosomen des generativen Kerns in metaphasischer Spaltung (Abb. 6 a

**Anm. 1.** Die Pollenkörner keimten gut auf dem von WULFF verwendeten Substrat: 0,5 % Agar, 2,5 % Rohrzucker, Leitungswasser und aq. dest. zu gleichen Teilen gemischt. Sie keimten aber ebenso gut und vollständig z. B. in derselben Lösung ohne Agar und auf Agar ohne Rohrzucker. Auch in Leitungswasser allein war die Keimung gut. Für die vorzunehmende Färbung ist es aber zweckmässig den Pollen auf Agar festzulegen.

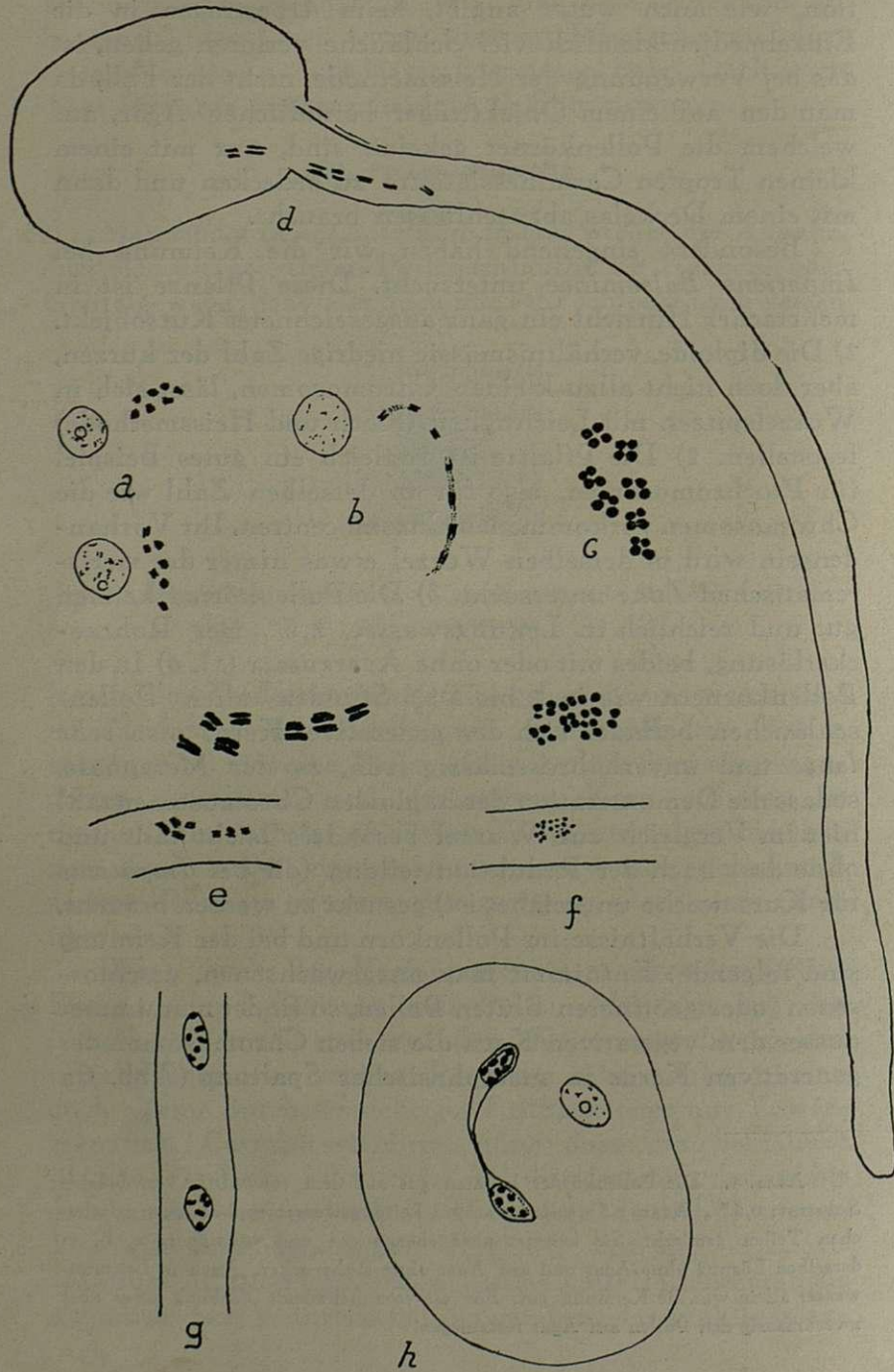


Abb. 6. *Impatiens Balsaminae*. a) vegetativer Kern und Metaphase des generativen

und c) (1). Eine kalbe Stund nach der Aussaat findet man das in Abb. 6 -wiedergegehene Bild.

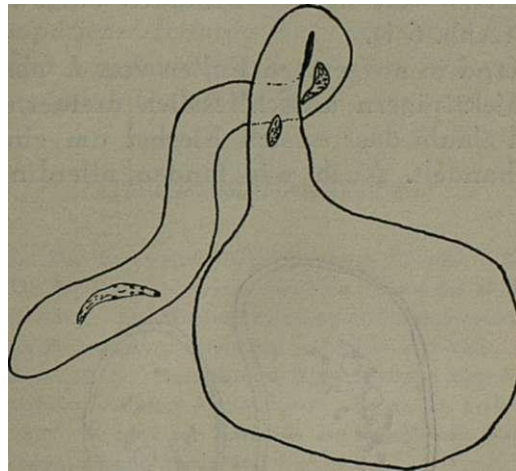


Abb. 7. *Impatiens Balsaminae*. 3 kerniges Pollenkorn, das ausnahmsweise gekeimt hat mit den 3 in den Schlauch eingewanderten Kernen.  
Homog. Imm. -^ -Compens. Ok. 6.

Beim Beginn der Keimung schon wird die generative Zelle so schmal, dass die Chromosomen in eine Reihe zu

Ann. 1. Entsprechend WULFF und im Gegensatz zu SCHÜRHOFF haben wir bei *Impatiens parviflora* keine Spaltung im Pollenkorn festgestellt. (Es liegen aber nicht einfach wie man zunächst glauben könnte Chromocentren vor, denn einmal fehlt der Nukleolus, wie schon SCHÜRHOFF angibt, und ferner kann man in jüngeren Pollenkörnern Prophasen («Zerstäubungsstadien») nachweisen. Bei *Impatiens Balsaminae* dagegen haben wir schon im Pollenkorn die Spaltung einwandfrei beobachtet (Abb. 6 a); manchmal ist die kinetische Einschnürung sehr deutlich zu sehen, sodass infolge der Gleichschenkeligkeit und der Kürze der Chromosomen Tetraden — ähnliche Bilder vorkommen (Abb. 6 c).

aus 2 Pollenkörnern; b) dasselbe beim Beginn der Keimung; c) Metaphase im Pollenkorn, die Chromosomen zeigen die akinetische Einschnürung und Längsspaltung; d) Pollenkorn mit Schlauch V2 Stunde nach der Aussaat; Einwanderung der Metaphase; e) Metaphase im Pollenschlauch 1 St. 40 Min. nach Aussaat; f) Meta-Anaphase; g) die beiden generativen Kerne, 3 1/2 Stunden nach Aussaat; h) Pollenkorn mit generativer Zelle und geteiltem generativen Kern aber ungekeimt. Homogen. Imm. 1/12; a, b, e und f unten, g, h comp. Okular 6; c, e und f oben, Comp. Okular 12.

liegen kommen und das Zellplasma nur noch zwischen ihnen erkannt werden kann. Nach 1 bis 2 Stunden beginnt, bereits weit in den Schlauch eingewandert, die Anaphase (Abb. 6 f).

WULFF fand in ausgesäten Pollen von *7. parviflora* auf einigen Objektträgern ausschliesslich dreikernige Pollenkörner und glaubt dass es sich hierbei um eine Alterserscheinung handelt. Auch wir fanden, allerdings nur hier

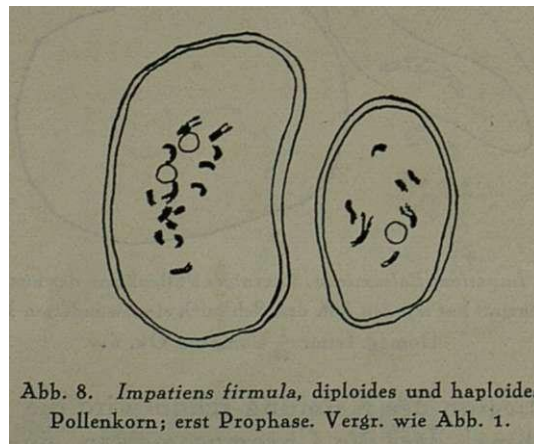


Abb. 8. *Impatiens firmula*, diploides und haploides Pollenkorn; erst Prophase. Vergr. wie Abb. 1.

und da, bei *7. Balsaminae* unter den ausgesäten Körnern dreikernige. Wir haben daraufhin sehr viele und besonders alte Blüten genau nach dreikernigen Pollenkörnern durchsucht, aber hier nie ein einziges gefunden. Es kann sich also bei *I. Balsaminae* nicht um eine Alterserscheinung handeln. Wir vermuteten, dass die Dreikernigkeit vom Keimungsmedium abhänge, aber weder durch Änderung der Zuckermenge noch der Agarkonzentration konnte die Prozentzahl der dreikernigen geändert werden. Da wir nun feststellten, dass die dreikernigen Körner nur in den allerseltensten Fällen keimten (ein solcher Fall ist in Abb. 7 dargestellt), wurde angenommen, dass man durch Zusatz von Wachstumsstoffen den Prozentsatz von dreikernigen herabdrücken könnte. Denn im Gegensatz zur Teilung des Kerns unterbleibt ja das Wachstum der Zelle. Es gelang jedoch nicht einwandfrei die Zahl der dreikernigen

ungekeimten durch Zusatz von Pollinienwuchsstoff in verschiedenen Konzentrationen zu vermindern.

Zum Schluss sei noch eine an der ebenfalls 7-chromosomigen *Impatiens firmula* (1) gemachte Beobachtung angefügt. Hier wurden neben haploiden sehr viele diploide Pollenkörner gefunden (Abb. 8).

#### LITERATURVERZEICHNIS :

- HEITZ, E. (1926). Der Nachweis der Chromosomen. *Zeitschr. i. Bot.* 18, 625-681.  
———(1932). Die Herkunft der Chromocentren. *Planta*, Bd. 18, H. 3.  
SCHÜRHOFF, P. N. (1931). Die Haploidgeneration der Balsaminaceen  $\mu$  ihre Bedeutung für die Systematik. *Englers bot. Jahrb.*, 64, 324-256.  
TRANKOWSKY, D. A. (1931). Zytologische Beobachtungen über die Entwicklung der Pollenschläuche einiger Angiospermen. *Planta*, 12, 1-18.  
WULFF, H. D. (1933). Beiträge zur Kenntnis des männlichen Gametophyten der Angiospermen. *Planta*, 21, 12-50.  
———(1934). Untersuchungen an Pollenkörnern  $\mu$  Pollenschläuchen von *Impatiens parviflora*.

Ann. 1. Auch *Impatiens tricornis* hat 7 Chromosomen.





## IBERIS DE PORTUGAL

*por*

GONÇALO SAMPAIO

SÃO pouco numerosas as Iberis da flora portuguesa e, no entanto, o seu conhecimento sistemático tem andado até hoje num lamentável estado de confusão e de incerteza. Reconhecendo isto, empreendi há cerca de seis anos uma revisão cuidada destas nossas plantas, feita sobre o abundante material de estudo que se encontra incluído nas colecções universitárias do Pôrto, de Coimbra e de Lisboa.

Não foi muito demorado o meu trabalho; mas, por várias circunstâncias, entre as quais devo mencionar alguma falta de tempo e, sobretudo, um certo descuido da minha parte, só agora me determinei a ordenar e a redigir definitivamente os resultados dessa revisão.

Reduzo a 4 espécies, apenas, as formas espontâneas das nossas Iberis: a *Ib. confeta* Lag., a *Ib. odorata* Lin., a *Ib. linifolia* Loefl. e a *Ib. contracta* Pers., que são todas muito bem definidas e claramente distintas. E como da justeza da nomenclatura empregada também me não resta a menor dúvida, resulta que julgo agora o problema das Iberis portuguesas suficientemente aclarado.

Muito agradeço aos meus presados amigos Dr. Rui Teles Palhinha, professor de botânica na Universidade de Lisboa, e Dr. Luís W. Cairisso, professor da mesma ciência na Universidade de Coimbra, a boa-vontade com que me forneceram, para exame e para consulta, todos os exemplares de Iberis existentes nos institutos botânicos que respectivamente dirigem. Do Dr. Carlos Pau e do insigne micologista já falecido Dr. Romualdo González Fragoso também recebi diferentes amostras das Iberis espanholas,

algumas das quais preciosas para o meu trabalho. Ao primeiro envio de Portugal um abraço de gratidão; à memória do segundo deixo consignada aqui a sentida expressão do meu profundo respeito.

#### SEN. IBERIS LIN.

Crucíferas erváceas ou lenhosas, com fôlhas inteiras, dentadas ou pinatífidas, alternas ou radicais; flores em cachos ou corimbos umbeliformes; cálice de sepalas iguais na base e corola com as pétalas inteiras, sendo as duas externas maiores que as duas outras, tôdas brancas, lilacíneas ou róseas; estames de filetes não alados nem denticulados; silículas achatadas, oblongas, ovais, ou suborbiculares, deiscentes pelo meio das faces em duas válvulas, quási sempre aladas, principalmente no cimo, onde são mais ou menos chanfradas, com estilete alongado ou curto, inserto no meio do chanfro; sementes 2, uma em cada lóculo da silícula, pendentes e desprovidas de asas. Espécies portuguesas :

1. **Iberis conferta** Lag. (1805). Planta baixa, com cepa um pouco lenhosa e dividida em ramos curtos, terminados por densas rosetas de fôlhas estreitas, sublanceoladas, inteiras e glabras; flores pequenas, inodoras e dispostas em corimbos umbeliformes, no cimo de bastes nuas, que se inserem por baixo dessas rosetas; silículas glabras, em cacho mais ou menos alongado, não ou pouco distintamente aladas, elíticas e emarginadas, com estilete curto. Per. ou viv. 6-7. Serra da Estrela, nos altos: Cântaros (Ferreira da Fonseca, 7-1884); Cântaro-Gôrdo (Welwitsch, 8-1848); Fraga-da-Cruz (R. da Cunha, 7-1882).

A planta deve encontrar-se já florida pelos fins de Maio, porque os exemplares colhidos em Julho e Agosto já têm as silículas caídas, ou abertas e desprovidas de sementes.

2. **Iberis odorata** Lin. (1753). Planta ervácea ou, raras vezes, um pouco sublenhosa na base, de caule simples ou ramoso, pilosa ou piloso-sêtulosa, com fôlhas pequenas e

estreitas, pinatífidas pelo menos no cimo, ou inteiras; flores brancas ou laivadas de róseo, em corimbos umbeliformes, tendo as radiantes as duas pétalas externas com o dobro do comprimento do cálice; silículas com os lóbulos apicais mais longos que o estilete. An. ou bisan. 3-6.

raç. **pectinata** nob.; *Ib. pectinata* Bois. (1842) + *Ib. Bourgaei* Bois. (1853); *Ib. hírtula* Welw. in berb. — Difere do tipo específico principalmente por ter as pétalas externas das flores radiantes cêrca de 4 vezes mais longas que o cálice e, nalguns casos, pelas silículas providas de brancos pêlos vesiculoso-tuberculiformes. Beira-mar, desde Milfontes até perto de Sagres; entre Milfontes e Santo André, freqüente (Welwitsch, 5-1848); Cabo-de-S. Vicente (A. Moler, 5-1888; G. Sampaio, 4-1915); entre o Cabo-de-S. Vicente e Sagres (R. Palhinha, 3-1915); próximo de Sagres (A. Moler, 6-1887).

Comparei numerosos exemplares da *Ib. pectinata* Bois., tanto de Portugal como da Espanha, com autênticos exemplares gregos da *Ib. odorata* Lin., verificando que dos caracteres com que Boissier separou a sua planta da espécie lineana só se mantém constante, na *Ib. pectinata*, o constituído pelo muito maior desenvolvimento das pétalas exteriores das umbelas. Todos ou outros variam muito, de lugar para lugar e, na mesma colónia, até de indivíduo para indivíduo. Assim é que a pubescência aparece freqüentemente igual entre a *Ib. pectinata* e a *Ib. odorata*, podendo aquela ter, como esta, os caules erectos ou difusos, as fôlhas também divididas só no cimo (e às vezes inteiras), as silículas glabras e os estiletos igualmente mais curtos que os lóbulos siliculares. As duas plantas, de resto, possuem o mesmo aspecto e só divergem fundamentalmente pelos caracteres diferenciais acima apontados.

Nestas condições, portanto, julgo que a *Ib. pectinata* Bois. não pode ser considerada mais do que uma. simples raça ou variedade da *I. odorata* Lin.

Quanto à *Ib. Bourgaei* Bois., definida sobretudo pelas silículas providas de pequenos e brancos pêlos vesiculoso-tuberculiformes, devo confirmar que não passa, realmente, de uma forma inconstante da *Ib. pectinata*, forma cujos indivíduos aparecem às vezes em mistura com indivíduos a que faltam esses, pêlos, como consegui verificar em espécimes de Milfontes e como observei, há anos, no Cabo-de-S. Vicente.

Eis a descrição da *Ib. pectinata* feita sôbre exemplares portugueses: Planta anual ou bisanual, mais ou menos hirto-pilosa, de raiz delgada e proporcionalmente comprida, uni ou pluricaule; caules erectos ou remontantes, erváceos ou sublenhosos na base, simples ou ramosos no cimo, com 3-17 centímetros de comprimento; fôlhas carnósulas, pinatífidas ou pinadentadas, às vezes as do cimo lineares e inteiras, obtusas; flores brancas, em corimbos umbeliformes, as dos bordos dos

corimbos com as pétalas exteriores muito maiores, oblongas e rapidamente contraídas em unha estreita, glabras; sépalas geralmente laivadas de róseo no cimo e nos bordos, onde são membranosas; silículas aproximadas entre si mas não densamente apertadas, glabras ou rarissimas vezes com pêlos vesiculoso-tuberculosos, tendo 5 mm. de longo por 4 mm. de largo, profundamente chanfradas no cimo, com os dois lóbulos acuminados e divergentes; estilete desde mais curto até mais longo que os lóbulos da silícula.

3. **Iberis linifolia** Loevl. (1758); Brot. (1844), non Lin. (1759); (1) *Ib. Reynevalii* Bois. & Reut. (1842); *Ib. lusitanica* Jord. (1864) + *Ib. Bourgaei* Jord. (1864) (2) non Bois. (1853); *Ib. contracta* Willh. (1880); Mariz (1885); P. Cout. (1913); non Pers. (1807); *Ib. ciliata* var. *lusitanica* Samp. (1910); *Ib. Welwitschii*  $\beta$  *lusitanica* P. Cout. (1913); *Thlaspi Lusitanicum, umbellatum, gramineo folio, flore purpurascente* Tour. 3). Planta geralmente pluricaule, com os caules quási sempre erectos e ramificados, lenhosos, ou até suberosos, em maior ou menor extensão, às vezes só lenhosos na base, junto do colo, e suberváceos para cima; fôlhas lineares e relativamente longas, em regra muito estreitas e

(1) Também com o nome de *Ib. linifolia* foi descrita por Linneu, em 1759, uma *Iberis* francesa que Garidel havia mencionado e figurado («Hist. plant. d'Aix», 459, tab. 105.) sob a designação tournefortiana de *Thlaspi Lusitanicum, umbellatum, gramineo folio, flore purpurascente*.

Conta Garidel que mostrou a sua planta a Tournefort e que êste lhe disse que era a citada por êle em Portugal, com aquela designação. Mas o célebre autor das «Institutiones Rei Herbariae» enganou-se, porque as duas *Iberis* — a nossa e a da França — são na realidade bem diferentes, como todos sabem.

Ora, pois que o binóme *Ib. linifolia* só pode ser usado para a planta espânica a que originalmente foi aplicado por Loeffling, em 1758, haverá que adoptar-se para a espécie francesa, de Garidel, o nome de *Ib. leptophylla*, estabelecido por Jordan em 1864.

(2) A *Ib. Bourgaei* Jord., estabelecida sôbre exemplares colhidos por Bourgeau em Cerros de Guttaron, e a *Ib. lusitanica* Jord., vasada em espécimes colhidos nos arredores de Faro, pelo mesmo Bourgeau, não passam de meras formas instáveis de uma única espécie, a *Ib. linifolia* Loevl., separadas arbitrariamente por caracteres mínimos e, além disso, variáveis de indivíduo para indivíduo tanto numa como na outra localidade.

3) Tournefort, no seu «Denombrement des Plants que iay trouvé en Portugal en 1689», menciona Faro entre as localidades onde encontrou o *Thlaspi lusitanicum umbellatum, gramineo folio, flore purpurascente*. Além disto, esta planta tournefortiana não pode, de modo algum, corresponder à *Ib. leptophylla* Jord., ou *Ib. linifolia* Lin., que é espécie completamente estranha à flora portuguesa.

agudas, inteiras ou com 1-3 denticulos, canaliculadas ou planas, glabras, ou ciliadas principalmente na base e nos bordos, às vezes um tanto espessas ou subcarnosas; flores em corimbos umbeliformes, sendo as do tipo específico intensamente purpurinas; silículas com 5-7 mm. de longo por 4-6 mm. de largo, apertadas, ou um pouco laxas, em corimbos umbeliformes, aladas e mais ou menos chanfrado-bilobadas no cimo, com estilete longo e muito saliente do chanfro; sementes escuras e lisas. Per. ou viv. 5-7. Trás-dos-Montes, Alentejo e Algarve: Miranda, na pedreira de Santo Adrião (J. Mariz, 1888); Bragança, no Monte de S. Bartolomeu (J. Mariz 6-1897; G. Sampaio, 7-1909); Serpa (R. Palhinha e F. Mendes, 6-1914); Monchique (A. Moler, 6-1887); Lagoa (D. Sofia da Silva, 5-1886); Arredores de Faro (A. Guimarães, 5-1883; A. Moler 6-1887); Arredores de Faro, em Monte Negro (J. Peres, 5-1887). Exsic. — Fl. Lusit. Exsic. Hort. Coimb. n.º 585; Fl. Lus. Soc. Brot. n.º 1075 e 1075 a.

raç. *ciliolata* nob.; *Ib. contracta*,  $\beta$  *ciliolata* DC (1821); *Ib. ciliata*  $\beta$ . *Welwitschii* Mariz (1885), non Willh (1880); *Ib. Welwitschii* P. Cout. (1913), non Bois. (1853); *Thlaspi Lusitanicum*, *umbellatum*, *gramíneo folio*, *flore albo*, Tour. Flores não purpúreas mas sim'brancas, levemente róseas, ou liláceas, talvez um pouquinho menores; silículas sempre mais densamente apertadas no corimbo, e caules geralmente mais lenhosos. Per., 3-9. Região litoral, desde o Liz ao Mira: Pôrto de Moz, em Alçaria) (R. da Cunha, 6-1887); Montargil (S. Cortezão, 6-1883); arredores de Coruche, na herdade da Venda (H. Cayeux, 6-1907); entre Samouco e Alcochete (P. Coutinho, 1882); arredores de Lisboa, na Cova da Piedade (J. Daveau, 5-1880) e próximo da Piedade (J. Mendonça, 3-1880); Vendas Novas (O. Simões, 5-1882); Moita (R. da Cunha, 6-1882; J. Mendonça, 4-1883); Alfeite (J. Daveau, 9-1888; Gomes e Simões, 5-1916); Seixal, no pinhal da Trindade (R. da Cunha, 5-1881); entre Coina e Azeitão (Welwitsch, 6-1841); Azeitão (Welwitsch. 5-1845); Serra da Arrábida (R. Palhinha e F. Mendes, 5-1914);

Setúbal (A. Luisier, 5-1901); Setúbal, em Silha-Velha (J. Daveau, 5-1889); Milfontes, nos terrenos arenosos da Charneca (G. Sampaio, 8-1905). Exsic. — Fl. Lusit. Soc. Brot. n.º 575.

O lugar clássico da *Iberis linifolia* Loeffl. é em Cerros de Guttaron, onde Loeffling a encontrou, denominando-a e caracterizando-a por forma inequívoca em 1758. Tento em meu poder exemplares numerosos herborizados nessa localidade por diversos colectores espanhóis, e reconheço, sem a menor sombra de dúvida, que também pertencem à mesma espécie os que se encontram no herbário de Willhom com os nomes de *Ib. contracta* e *Ib. Reynevalii*, assim como os da *Ib. lusitanica* Jord. colhidas em Faro e distribuídos pela Soc. Broteriana com o n.º 1075.

Cumpr-me esclarecer que a identidade entre a planta de Cerros de Guttaron e a planta de Faro foi originalmente estabelecida por E. Bourgeau, que as colheu nas respectivas localidades, distribuindo-as depois com o mesmo nome de *Iberis contracta* Pers. ex Boiss.: a portuguesa em 1853, com o n.º 2077 das «PI. d'Espagne et de Portugal» e a espanhola em 1854, com o n.º 2099 das «PI. d'Espagne». Em 1864 foi que Jordan as separou indevidamente, como espécies diferentes, adscrevendo à nossa lóbulos das silículas obtusos, e à de Cerros lóbulos da silícula agudos — caracteres que são variáveis, conforme constatei em exemplares das duas estações.

Relativamente à raç. ciliolata nob- convém saber que De Candolle, depois de ter examinado no herbário Jussieu espécimes da planta, colhidos nos arredores de Setúbal, a descreveu em 1821 como var. *Cif* da *Ib. contracta* Pers., com a nota seguinte: «Var. [5 differt foliis linearibus vix ac ne vix subdenta tis basi evidenter ciliatis acutiusculis 4-5 lin. longis, pedicellis stylisque paulò brevioribus. An species própria?» (1).

Mas em 1853 Boissier cometeu um erro deplorável com esta *Iberis*. Descrevendo e elevando à categoria de espécie uma forma espanhola da *Ib. ciliata* Ali. (1789), deu a essa forma o nome de *Ib. Welwitschii*, por pensar que lhe pertenciam uns exemplares da raç. *ciliolata* colhidos em Portugal por Welwitsch. O equívoco de Boissier torna-se bem manifesto quando se comparam os respectivos espécimes portugueses com a diagnose que ele estabeleceu da sua *Ib. Welwitschii* — que é uma planta, como confirmam as «exsiccatas» espanholas, densamente pubérula, mais ou menos canescente, com os caules menos lenhosos, as fôlhas não agudas mas sim obtusas, arredondadas no apice, e as silículas muito menos apertadas no corimbo (2).

É inegável que a nossa *Iberis* tem manifestas relações com a *Ib. contracta* Pers., em que a filiou De Candolle; mas, pelo seu aspecto geral, pelos caules quási sempre erectos, e pela forma linear, muito estreita e mais ou menos acuminada das

(1) *Regn. veget. syst.*, vol. II, pág. 405.

(2) Entre os diferentes exemplares espanhóis da *Ib. Welwitschii* Bois. observados por mim, conta-se o n.º 10 da 1.ª Centúria das «Series Esiccata Florae Aragonensis» de J. Pardo, que é considerado como típico.

fôlhas, aproxima-se mais da *Ib. linifolia* Loeffl., chegando por vezes a tomar o aspecto de uma simples variação desta. No entanto as suas flores nunca são purpurinas, como as da *Ib. linifolia*, mas sim brancas ou róseo-liláceas (e talvez um pouquinho menores), ao mesmo tempo que tem os caules por via de regra mais lenhosos e as silículas densamente apertadas no corimbo.

Estas diferenças, à primeira vista pouco importantes, adquirem todavia um significado bastante expressivo quando se constata: 1.º, que a *Ib. linifolia* Loeffl. é uma espécie largamente espalhada tanto em Espanha como em Portugal, apresentando-se constantemente sem qualquer variação na côr das suas corolas; 2.º, que a raç. *ciliolata* não é conhecida na Espanha, creio eu, e que entre nós se comporta, ao contrário da *Ib. linifolia*, como uma planta exclusivamente litoral ou sublitoral, estando confinada entre o rio Liz e o rio Mira; 3.º, que se não conhecem formas ambíguas ou de transição entre as duas *Iberis*, as quais, além disto, não coabitam em qualquer lugar.

4. ***Iberis contracta*** Pers. (1807), non Willh. (1880); *Ib. Pruiti* Bois. 8õ Reut. (1852) in Pug. 13; Samp. (1910); non Tin. (1817); *Ib. sempervirens* Webb (1838), non Lin. (1753); *Ib. Tenoreana* Welw. in berb.; C. Mach.; Mariz (1885), non DC. (1821); *Ib. procumbens* ß. *congesta* P. Cout. (1913). Planta uni ou pluricaule, de caules geralmente ramificados, difusos, remontantes, ou decaídos, lenhosos ou lenhoso-suberosos na parte inferior, raras vezes apenas lenhosos na base; fôlhas espatuladas, subelíticas ou subovais, relativamente curtas, em regra obtusas, inteiras ou pouco dentadas, frequentemente espessas ou carnosas; flores em corimbos umbeliformes, brancas, levemente róseas, ou lilacíneas; silículas em corimbos quási sempre muito contraídos e densos na maturação, medíocres, subovais, aladas e chanfrado-bilobadas no cimo, com estilete longo. Per. ou viv. 4-8. Desde o Cabo Mondego a Sagres: S. Martinho do Pôrto, na Pirâmide (J. Daveau, 5-1882); Serra de Minde (R. da Cunha, 7-1887); Albandra (J. Daveau, 6-1879); Praia das Maças (Welwitsch, 5-1849); entre Colares e Cintra (Welwitsch, 1840; J. Daveau, 5-1890); Cintra, no alto da Serra, freqüente (Welwitsch, 5-1841); na Cruz Alta (J. dos Santos, 6-1909); no pinhal da Pena (Dr. D. S. da Silva, 6-1884); Malveira, perto da Serra de Cintra (Welwitsch, 5-1843); Cabo da Roca (J. Daveau, 6-1890); Alverca (J. Daveau, 6-1879); Poceirão (R. da Cunha, 4-1882); Cabo Espichel (A. Moler, 5-1882); entre Azóia e Lagoa de Albufeira (A. Moler, 5-1882); Cabo-de-

-S. Vicente (Welwitsch, 6-1847; J. Daveau, 4-1886; A. Moler, 5-1888; G. Sampaio, 4-1915; R. Palhinha e F. Mendes, 5-1906); entre Sagres e Cabo-de-S. Vicente (F. Mendes, 5-1918).

var. **hispanica** noh; Ib. *Tenoreana*  $\beta$  *hispanica* Lge. (1854) in Ind. haun. pag. 24; Ib. *procumbens* Lge. (1861); Mariz (1885); P. Coutinho (1913); Ib. *Pruiti* var. *Tenoreana* Samp. (1900). Caules lenhosos, ou lenhoso-suberosos só na base, ramosos e muito folhudos, difusos ou remontantes; fôlhas subcarnosadas, e silículas maiúsculas, mais longas que largas, esverdeadas. Vivaz. Cabo-Mondego (F. Schmitz, 6-1856; J. Henriques, 8-1879; A. Moler, 6-1880).

var. **Palhinhae** nob.; Ib. *procumbens* Mariz in p. (1885), non Lge. (1861). Caules fortes, geralmente alongados, menos ramosos, decaídos ou remontantes, lenhosos e freqüentemente suberosos na parte inferior; fôlhas muito carnudas, quási sempre com pequeninas papilas hialinas, bem visíveis à lupa. Perene. Areais marítimos: Pinhal de Leiria, nas dunas (C. Pimentel, 8-1884; G. Fefgueiras, 6-1917); Marinha-Grande (M. Ferreira, 6-1887; C. Pimentel, 6-1885); arredores do Lourçal, no Pinhal do Urso (A. Moler, 7-1890); Istmo de Peniche (R. Palhinha e J. Barros, 6-1924); Cascais (L. Fernandes, 6-1920). Exsic. — Fl. Lusit. Exsic. Hort. Coim. n.º 1492.

De Candolle, descrevendo no vol. II do «Regn. Veget. syst.» o próprio exemplar do herbário de Jussieu sobre o qual Persoon estabelecera em 1807 a sua *Iberis contracta*, põe (a pág. 405): «Caulis fruticosus, ad collum ramosissimus, ramis 7-8 erectis teretibus pedem sesquipedemve longis glabris, apice nudis strictis, basi ramulus brevissimos folios lateraliter gerentibus. Folia ideo in specimíne quasi lateraliter fasciculata, oblonga, basi angustata, obtusa, crassiuscula, glabra, 3 lin. longa, vix lineam lata, integra aut hinc inde subdentata. Flores ignoti. Corymbi fructiferi umbellati, contractissimi. Pedicelli 3 lin. longi, strictè approximati. Styli sesquilineares.»

Vê-se claramente, por esta descrição, que a verdadeira *Iberis contracta* Pers. corresponde à planta do sul litoral português que o Sr. Pereira Coutinho englobou, com excelente critério taxinómico, na *Ib. procumbens* de Lange. Com efeito, *Iberis* de caule *fruticoso*, com fôlhas *oblongas* estreitadas para a base, *obtusas*, *carnósulas*, inteiras ou subdentadas, com os corimbos frutíferos umbeliformes e «*contractissimi*» não pode ser outra, creio eu.



O exemplar do herbário Jussieu tem a indicação de haver sido colhido na Estremadura espanhola, perto de «Allacarna» —palavra que deve estar bastante deturpada, visto que ninguém conseguiu apurar, até hoje, onde fique uma localidade que assim se chame. Basta saber-se, porém, que a província onde foi encontrado é nossa vizinha e que a planta vive igualmente na Andaluzia (1), outra província contígua connosco, pelo Alentejo e Algarve, para reconhecemos as estreitas relações geográficas que também ligam a Iberis espanhola à portuguesa.

Welwitsch, o botânico estrangeiro que mais sábia e criteriosamente se ocupou das plantas portuguesas, referiu esta nossa espécie à *Ib. Tenoreana* DC, considerada actualmente como variedade da *Ib. Pruiti* Tin. E a opinião de Welwitsch foi seguida por C. Machado, por J. Mariz e por mim; todavia reconheço hoje que existem certas diferenças permanentes, embora não específicas, entre a nossa ciferá e quaisquer das formas da *Ib. Pruiti*, devendo ser esta a que tem de etiquetar-se como raça ou variedade da *Ib. contracta* Pers., cujo nome é mais antigo.

Também tenho de dizer que a espécie de Persoon se comporta em Portugal como planta extremamente polimorfa, apresentando formas locais que oferecem uma tal ou qual constância de aspecto e de pequenos caracteres particulares; limítimo-me, porém, a registar como mais salientes a var. *hispânica* nob., que já foi considerada como espécie autónoma, e a nova var. *Palhinhae* nob., dedicada ao meu velho amigo Dr. Rui Teles Palhinha, de quem recebi os mais belos exemplares da planta (2).

### Quadro analítico das Iberis portuguesas

1. Cachos ou corimbos em pedúnculos nus e insertos por baixo de rosetas de folbas pequenas, estreitas, sub-lanceoladas, inteiras e glabras; cepa dividida em ramos curtos, terminados por essas rosetas e formando moita; florinhas brancas. Viv. ou per. 5-8. Serra da Estrela, nos lugares altos. . . . . 1. **Ib. conferta** Lag.
- Cachos ou corimbos em pedúnculos não insertos por baixo de rosetas foliares. . . . . 2

(1) Informam Boissier & Reuter («Pug.» 13): «7. *Pruiti*, Tin. caulibus robustioribus multo majoribus contractissimis insignita in calcareis montium Granatensium quoque crescit.»

Vê-se, porém, que os caracteres atribuídos aqui às silículas da planta granatense quadram mais particularmente à *Ib. contracta* Pers. do que à sua afim *Ib. Pruiti* Tin., que Wi Ikomm inscreveu indevidamente como espécie espanhola, no «Prod. Fl. Hisp.» enganado por esta nota de Bois. 80 Reut. A autêntica *Ib. Pruiti* Tin. não existe, certamente, como já asseverou o Dr. C. Pau, na flora da Espanha.

(2) Com o nome português de *Assembleias* são cultivadas nos jardins

2. Flores odoríferas: brancas ou levemente róseas, dispostas em corimbos umbeliformes; fôlhas pubescentes, estreitas, pinatífidas ou pinadentadas, algumas raras vezes inteiras; caules erváceos, ou sublenhosos na base, com 3-17 centímetros de longo, simples ou ramosos. An. ou bisan. 3-6 . . . . . 2. **Ib. odorata** Lin.  
 raç. **pectinata** Samp.: Flores radiantes dos corimbos com as pétalas exteriores cêrca de 4 vezes mais longas que o cálice. Desde Milfontes a Sagres.
- Flores inodoras; fôlhas inteiras ou só com alguns dentes na parte superior . . . . . 3
3. Fôlhas lineares, estreitas e ponteagudas, relativamente longas: glabras, ou ciliadas, às vezes subcarnosas; caules mais ou menos lenhosos, pelo menos junto do colo, duási sempre erectos; flores intensamente purpurinas. Per. ou viv. 4-7. Tras-dos-Montes, Alentejo e Algarve . . . . . 3. **Ib. linifolia** Loefl.  
 raç. **ciliolata** Samp.: Flores brancas, levemente róseas, ou liláceas; silículas sempre mais apertadas no corimbo e caules geralmente mais lenhosos. Litoral ou sublitoral, desde o Liz ao Mira.
- Fôlhas espatuladas, subelíticas, ou subovais: em regra obtusas e relativamente curtas, não raras vezes de limbo espesso ou carnoso; caules mais ou menos lenhosos, pelo menos na base, cjuasi sempre difusos, decaídos, ou remontantes; flores brancas, levemente róseas, ou liláceas. Per. ou viv. 4-8. Desde o Cabo Mondego a Sagres . . . . . 4. **Ib. contracta** Pers.  
 var. **hispânica** Samp.: Caules ramosos e muito folbudos, difusos ou remontantes; fôlhas um tanto carnosas e silículas esverdeadas, maiúsculas, mais longas do que largas. Vivaz. Cabo Mondego,  
 var. **Palhinnae** Sainp.: Fôlhas muito carnosas, quási sempre com pequeníssimas papilas hialinas, visíveis à lupa; caules fortes, decaídos ou remontantes. Perene. Areais marítimos, de Leiria a Cascais.

Pôrto, 1935.

duas espécies anuais: a *Iberis umbellata* Lin. e a *Iberis amara* Lin., ambas de flores brancas ou róseas. Esta última, que se distingue pelas silículas em cacho alongado, tem sido algumas vezes encontrada fora das culturas, no estado de planta subespontânea.

# LA MIXOPLOÏDIE CHEZ *NARCISSUS REFLEXUS* BROT.

*par*

ABÍLIO FERNANDES

## INTRODUCTION

**Au** cours de nos recherches sur les satellites de *Narcissus reflexus* (FERNANDES 1935), nous avons trouvé trois individus possédant chacun une racine mixoploïde (NEMEC 1931) et un autre individu qui avait une racine complètement tétraploïde, les autres racines de ces individus étant normalement diploïdes.

Nous nous proposons, dans le présent travail, après avoir décrit ces racines mixoploïdes, de discuter, en nous basant sur nos observations, le mécanisme qui a donné naissance à la duplication du nombre chromosomique. Nous discuterons également l'importance du phénomène de la duplication somatique dans l'établissement de formes polyploïdes chez le *N. reflexus*.

## MATÉRIEL ET TECHNIQUE

Les méristèmes radiculaires, provenant de plantes recueillies à Quinta do Prado, Guarda, ont été fixés dans les liquides de Nawachine (modification de Bruun), de La Cour (2BE), de Benda (formule donnée par La Cour, 1931) et de Lewitsky. Les meilleurs résultats ont été obtenus avec liquide de La Cour; toutefois, les autres fixateurs nous ont aussi donné de bonnes fixations.

Les coupes, d'une épaisseur de 12 et 15 $\mu$ , ont été colorées soit au violet de gentiane, selon la technique décrite par La Cour, soit à l'hématoxyline ferrique.

## DESCRIPTION DES RACINES MIXOPLOÏDES

*Racine n.º 1.* — En étudiant les coupes successives de cette racine, à partir de l'extrémité et sur une longueur de

264  $\mu$  environ, nous n'avons trouvé que des cellules diploïdes (14 chromosomes). A cette hauteur, le dermatogène, qui s'était jusqu'alors montré uniforme, présente une, ou peut-être deux, cellules plus volumineuses que les autres, avec des noyaux également plus volumineux. Le nombre de ces cellules augmente dans les coupes suivantes; nous n'avons malheureusement pas pu suivre cet accroissement, par suite d'un accident de manipulation qui détruisit partiellement ce secteur dans plusieurs des coupes suivantes, c'est-à-dire dans la région la plus favorable à cette étude.

Le secteur se présente complet dans la coupe située à une distance de 456  $\mu$  de l'extrémité (fig. 1, Pl. I). Il comporte sept cellules distinctes de toutes les autres du dermatogène, puisqu'elles sont plus allongées, plus larges et possèdent des noyaux plus gros, avec un nombre de nucléoles plus grand que les cellules diploïdes (fig. 2, Pl. I).

Ensuite, le secteur se continue dans la région d'allongement de la racine et il a été suivi jusqu'à la partie différenciée. Nous avons déterminé dans quelques cas le nombre chromosomique des cellules de ce secteur: c'est le nombre tétraploïde,  $4x=28$ .

En dehors du secteur tétraploïde, que nous avons trouvé dans le dermatogène, nous avons vérifié l'existence, dans la première couche du périblème, d'une rangée de cellules tétraploïdes (fig. 1 et 3, Pl. I). Cette rangée, qui nous fut révélée par l'apparition d'une anaphase à 28 chromosomes, à une distance de 432  $\mu$  environ de l'extrémité, n'a aucune relation avec le secteur, puisqu'elle est de longueur différente et située dans une autre région (fig. 1, Pl. I). Comme le secteur, la rangée se prolonge jusqu'à la partie différenciée de la racine.

*Racine n.° 2.*— Dans cette racine, on a trouvé la première métaphase tétraploïde à une distance de 90  $\mu$  de l'extrémité, c'est-à-dire au commencement de la région méristématique (fig. 4, Pl. I). En dehors de cette plaque tétraploïde, nous avons observé, dans cette même coupe, quelques cellules pourvues de noyaux plus volumineux que le noyau normal, adjacentes à la cellule qui possédait la

métaphase tétraploïde. Il s'agit, probablement, de cellules également tétraploïdes.

Comme il est très difficile de distinguer les cellules diploïdes des cellules tétraploïdes, lorsque celles-ci ne présentent pas de figures de division, nous n'avons pu suivre le comportement des cellules tétraploïdes dans les coupes successives. Nous nous bornerons à décrire la distribution de ces cellules dans des coupes situées à différents niveaux. Cependant, nous devons remarquer que, même dans ces coupes, nous n'avons pas la certitude complète d'avoir indentifié toutes les cellules tétraploïdes existantes.

Dans la coupe 24, située à 360  $\mu$  de l'extrémité, la racine présente trois aires tétraploïdes, localisées dans le périblème. La première, la plus étendue, est constituée par neuf cellules ainsi disposées: deux, dans la première couche; une, qui présente une plaque équatoriale à 28 chromosomes, dans la deuxième couche; deux, dans la troisième; trois, dans la quatrième; et une, dans la cinquième (figs. 5 et 6, Pl. I). La seconde aire est constituée par trois cellules, disposées comme le montre la fig. 5, Pl. I. La troisième aire est peut-être formée par une seule cellule, localisée dans la quatrième couche du périblème (fig. 5, Pl. I).

Dans la coupe 28 (fig. 7, Pl. I) située à 420 de l'extrémité, les trois aires se présentent formées par le même nombre de cellules et celles-ci ont la même disposition que dans la coupe précédente. Une plaque équatoriale à 28 chromosomes a été observée dans la troisième aire qui, comme nous l'avons vu, est peut-être constituée par une seule rangée de cellules.

Dans la coupe 33, située à 495  $\mu$  de l'extrémité, la première aire conserve encore le même nombre de cellules et la même disposition (fig. 8, Pl. II). La deuxième est constituée par quatre cellules disposées comme le montre la figure 10, Pl. II. Cette disposition révèle que la cellule la plus externe, c'est à dire celle de la première couche du périblème, s'est divisée longitudinalement par rapport à l'axe de la racine, en donnant naissance à deux cellules qui sont restées radialement l'une à côté de l'autre. De cette façon, cette aire s'est agrandie d'une cellule. La troisième aire n'a

toujours qu'une cellule, comme dans les coupes antérieures.

Dans la coupe 34 (510  $\mu$  de l'extrémité), la première aire (fig. 10, Pl. II) montre trois cellules dans la troisième couche du périlème; ce fait semble prouver qu'une des deux cellules qui, jusqu'ici, sont toujours apparues dans cette région, s'est divisée longitudinalement. Dans ce cas, cette aire serait composée de dix cellules. Les deux autres aires sont analogues à celles de la coupe antérieure (fig. 10, Pl. II).

Dans la coupe 39 (585  $\mu$  de l'extrémité), la couche du périlème de la première aire (fig. 11, Pl. II) révèle trois cellules tétraploïdes; ce fait montre qu'une des deux cellules, qui sont apparues jusqu'ici dans cette région, s'est divisée longitudinalement. Outre ces trois cellules, nous n'avons réussi à identifier que six autres cellules tétraploïdes. Dans la région où, dans les coupes précédentes, nous avons identifié des cellules tétraploïdes, nous avons trouvé des noyaux petits dont nous ne savons pas s'ils sont tétraploïdes.

Toutes les aires décrites se prolongent dans la région d'allongement de la racine.

Nous croyons que toutes les aires tétraploïdes ont pris leur origine dans la région méristématique, à 90  $\mu$  de l'extrémité, c'est à dire dans la région où nous avons trouvé la première plaque équatoriale tétraploïde et plusieurs noyaux plus volumineux que les diploïdes. Les aires sont, ainsi, très longues. Malgré l'existence de trois aires tétraploïdes, cette racine présentait un aspect normal, sans aucune déformation.

*Racine n.° 3*, — Nous avons étudié cette racine, dans des coupes transversales successives, sur une longueur de 1095  $\mu$ . Nous avons trouvé trois métaphases tétraploïdes: la première, localisée à une distance de 255  $\mu$  de l'extrémité, était située dans la région moyenne du périlème (fig. 12, Pl. II); la deuxième dans la région périphérique du plérome, à une distance de 300  $\mu$  de l'extrémité (fig. 13, Pl. II); la troisième était, comme la première, localisée dans le péri-

blème, mais dans une région tout à fait différente et à une distance de 390  $\mu$  de l'extrémité (fig. 17, Pl. III). Dans cette région, les cellules tétraploïdes forment une rangée longitudinale. Cependant, nous n'avons pu déterminer sa longueur, à cause de l'absence de figures de division.

Bien que nous n'ayons trouvé que trois cellules tétraploïdes, nous croyons que le nombre de ces cellules, dans l'étendue examinée, est bien plus grande. Comme nous le verrons par la suite, cette racine s'est montré un sujet très favorable à l'étude du mécanisme qui a donné naissance à la duplication du nombre chromosomique.

*Racine n.° 4.*— Nous avons examiné trois racines de l'individu isolé dans le pot n.° 279. Deux de ces racines étaient diploïdes normales. Nous y avons toujours trouvé des métaphases à 14 chromosomes. L'autre racine, au contraire, était complètement tétraploïde, puisque toutes les métaphases nous ont offert 28 chromosomes (fig. 18, Pl. III). Ce fait montre donc que des organes complètement tétraploïdes peuvent naître chez des individus, où la plupart des cellules sont diploïdes.

#### L'ORIGINE DE LA DUPLICATION SOMATIQUE

L'existence de méristèmes radiculaires mixoploïdes (NÉMEC, 1931) a été, à maintes reprises, constaté, chez beaucoup de plantes, par plusieurs auteurs: STOMPS (1910) chez *Spinacia oleracea*; de LITARDIÈRE (1923) chez *Spinacia oleracea* aussi: LESLEY (1925) chez *Solanum lycopersicum*. et chez un hybride de deux espèces de *Crépis*; BRESLAWETZ (1926, 1932) chez *Cannabis sativa*; M. NAWACHINE (1926) chez *Crépis tectorum* et *C. dioscoridis*; LANGLET (1927) chez *Thalictrum aquilegifolium*, *Th. rariflorum*, *Spinacia oleracea* et *Cannabis sativa*; KOSHUCHOW (1928) chez *Cucumis sativus* et *Zea mays* var. *indentata*; RUTTLE (1928) chez *Nicotiana tabacum*; SIMONET (1930) chez *Iris Tingitana* var. *Fontanesii*; WEBBER (1930, 1933) chez *Nicotiana silvestris* et *N. glutinosa*; NÉMEC (1931) chez *Allium coeruleum*; BRUUN (1932) chez *Primula mollis*, *P. denticulata*, *P. sphaeroce-*

*phala*, *P. chionantha*, *P. Maximowiczii*, *P. prionotes* et *P. Cockburniana*; HUSKINS et SMITH (1932) chez *Sorghum*; HRUBY (1932) chez *Salvia splendens*; MEURMAN (1933) chez *Acer platanoides*; etc.

Comme on le voit, par cette longue liste, la mixoploïdie est un phénomène très fréquent dans les méristèmes radiculaires. Il doit en être de même dans les méristèmes de la tige, bien que le nombre de cas connus soit très petit; ce-ci provient sans doute du fait que les méristèmes de la tige n'ont pas été étudiés aussi abondamment que ceux de la racine.

Plus souvent, les chimères chromosomiques sont constituées par des cellules diploïdes et tétraploïdes. La disposition de ces dernières cellules peut varier: c'est ainsi qu'elles peuvent se trouver disposées irrégulièrement parmi les cellules diploïdes; ou former des rangées longitudinales, d'une longueur plus ou moins considérable; ou encore constituer des secteurs plus ou moins étendus (1). Quelquefois, il peut même se former des organes complètement tétraploïdes.

Les auteurs, tout en remarquant l'existence de racines mixoploïdes, ont cherché, au même temps, l'explication du mécanisme qui produit la duplication du nombre chromosomique dans ces tissus somatiques. D'après les résultats obtenus, nous pouvons dire que la duplication peut apparaître selon cinq procédés différents:

1) Deux divisions longitudinales successives des chromosomes pendant la prophase et séparation, dans les anaphases, des moitiés issues de la deuxième division (de LITARDIÈRE, 1923 chez *Spinacia oleracea*; LANGIET, 1927 chez *Spinacia* et *Cannabis*);

2) Formation de noyaux de restitution par le défaut de migration vers les pôles des moitiés chromosomiques (HUSKINS et SMITH, 1932 chez *Sorghum*; WEBBER, 1933 chez *Nicotiana glutinosa*);

3) Manque de cytodiérèse après une caryocinèse; ce

(1) Il y a des cas où l'on trouve, en dehors des cellules tétraploïdes, des cellules d'un degré de Polyploidie plus élevé.



phénomène amène la formation de cellules à deux noyaux qui, par fusion, engendrent des noyaux tétraploïdes (JORGENSEN, 1928 chez *Solarium*);

4) Formation d'une cloison incomplète entre les cellules-filles et consécutive fusion des deux noyaux (TERBY, 1923 chez *Butomus umbellatus*; MEURMAN, 1933 chez *Acer platanoides*) ;

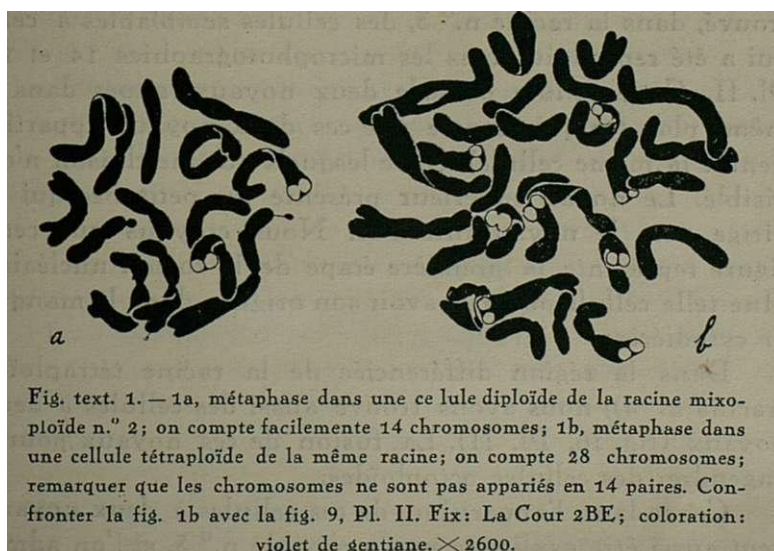


Fig. text. 1. — 1a, métaphase dans une cellule diploïde de la racine mixoploïde n.° 2; on compte facilement 14 chromosomes; 1b, métaphase dans une cellule tétraploïde de la même racine; on compte 28 chromosomes; remarquer que les chromosomes ne sont pas appariés en 14 paires. Confronter la fig. 1b avec la fig. 9, Pl. II. Fix: La Cour 2BE; coloration: violet de gentiane.  $\times 2600$ .

5) Résorption de la cloison entre deux cellules et fusion des noyaux (BRESLAWETZ, 1926 et 1932 chez *Cannabis sativa*; MEURMAN, 1933 chez *Acer platanoides*).

Auquel de ces procédés pouvons-nous attribuer la duplication chez notre matériel? Pour répondre à cette question, nous discuterons ces cinq procédés en nous appuyant sur nos observations.

1) Le procédé n.° 1 n'est pas responsable de la duplication. En effet: nous n'avons jamais rencontré aucun indice de deux divisions longitudinales successives des chromosomes pendant la prophase; de toutes les métaphases tétraploïdes étudiées, nous n'en avons trouvé aucune où les chromosomes fussent appariés en 14 paires, comme cela aurait dû être si ce procédé était le responsable de la duplication (fig. text. 1b et fig. 9, Pl. II).

2) La duplication n'a pas non plus été produite par le procédé n.º 2. En effet: nous n'avons rencontré aucune anaphase irrégulière, comportant l'absence de migration vers les pôles des moitiés chromosomiques; nous n'avons pas davantage trouvé de figures montrant la formation de noyaux de restitution.

3) En ce qui concerne le troisième procédé, nous avons trouvé, dans la racine n.º 3, des cellules semblables à celle qui a été reproduite dans les microphotographies 14 et 15, Pl. II. Cette cellule possède deux noyaux, situés dans le même plan (ce qui montre que ces deux noyaux appartiennent à la même cellule), entre lesquels aucune cloison n'est visible. Le noyau supérieur présente un petit bec qui se dirige vers le noyau inférieur. Nous croyons que cette figure représente la première étape de la fusion nucléaire. Une telle cellule pourrait avoir son origine dans le manque de cytodiérèse.

Dans la région différenciée de la racine tétraploïde (racine n.º 4), nous avons trouvé aussi des cellules à deux noyaux (fig. 16, Pl. II). La fusion de ces noyaux pourra engendrer des cellules octoploïdes.

Cependant, l'apparition de ces cellules à deux noyaux peut aussi être expliquée par le procédé n.º 5, si l'on admet que la cloison s'est résorbée complètement avant la fusion des noyaux.

4 et 5) Ces deux procédés, en donnant naissance à des figures semblables, seront très difficiles à distinguer; c'est pourquoi nous les discuterons ensemble. Nous avons trouvé beaucoup de figures montrant les divers stades de la fusion de noyaux appartenant à deux cellules voisines. En voici quelques-unes: Dans les figures 19 et 20, Pl. III on voit un des premiers stades de la fusion entre une cellule appartenant à la première couche du périlème et une autre située dans la deuxième. Le noyau de cette dernière cellule est sur le point de passer à travers une partie détruite de la cloison et se dirige vers le noyau de la cellule supérieure (dans la figure) avec lequel il est déjà en contact. Ce noyau, qui semble remplir les fonctions de noyau mâle, présente une dépression au niveau de la cloison, ce qui montre qu'il

s'allonge pour passer à travers le trou de la paroi. A droite de ce noyau, on voit le reste de la cloison.

Une étape plus avancée de la fusion est représentée dans les figures 21 et 22, Pl. III. On voit, entre les deux cellules qui sont sur le point de se fusionner et qui appartiennent aussi à la première et à la deuxième couche du périlème, un reste de la cloison qui s'étend de la paroi latérale au bord des noyaux; à gauche, aucune trace de cloison n'est visible. La caryogamie a déjà commencé par la dissolution de la membrane nucléaire et les deux noyaux en fusion forment un corps volumineux avec une constriction dans la région médiane, au niveau du reste de la cloison.

Une autre étape de la fusion entre deux cellules, localisées dans la même région que celles des figures précédentes, est mise en évidence par la figure 23, Pl. III. Ici, le noyau tétraploïde présente encore une constriction au niveau du reste de la cloison, mais la caryogamie est bien plus avancée que dans la figure précédente. On voit, à droite, le reste de la cloison qui présente, dans la région de contact avec le bord du noyau, une petite portion recourbée vers l'intérieur de la cellule externe, comme si le noyau de la cellule interne en passant à travers un trou existant dans la cloison, avait poussé en avant une partie du bord détruit de la cloison. Au-dessous du noyau on voit apparaître la paroi complète (fig. 24, Pl. III).

Un autre stade plus avancé de la fusion entre deux cellules, localisées dans la même région que les cellules des figures antérieures, apparaît dans les figures 25 et 26, Pl. III; ici, on ne voit qu'un petit reste de la cloison et le noyau tétraploïde est sur le point d'acquiescer la forme sphérique.

Une autre figure montrant la fusion de deux cellules très inégales, appartenant respectivement à la troisième et à la quatrième couche du périlème, est mise en évidence dans les microphotographies 27 et 28, Pl. III. A droite et à gauche du noyau tétraploïde, qui possède encore une forme irrégulière, on voit le reste de la cloison.

Toutes ces figures que nous venons de décrire émanent de la région différenciée de la racine. Cependant, nous avons

rencontré des figures semblables dans la région méristématique elle-même, comme le montre la microphotographie de la figure 29, Pl. III.

D'après ces observations, nous croyons pouvoir conclure, avec une certaine probabilité, que la duplication dans les cas figurés n'a pas été engendrée au moyen du procédé n.° 4 mais, au contraire, qu'elle a pris naissance par le procédé n.° 5, c'est à dire par la résorption de la cloison entre deux cellules voisines. En effet, plusieurs raisons militent en faveur de cette dernière façon de concevoir les choses :

1) Dans quelques cas, la duplication a été observée dans la zone méristématique (fig. 29, Pl. III). Dans la région où les cellules sont grandes et possèdent des vacuoles volumineux, c'est à dire dans les cellules déjà différenciées, on peut facilement concevoir la formation d'une cloison incomplète entre deux cellules-filles, par suite d'un fonctionnement anormal du phragmoplaste qui ne peut pas former de paroi dans la région du vacuole. Par les cellules de la zone méristématique, la formation d'une telle cloison incomplète est plus difficile à admettre, parce que les cellules ont un cytoplasme très dense avec des vacuoles très petits.

2) Dans la région de la racine où nous avons rencontré beaucoup de figures de fusion, les cellules se divisent, plus souvent, perpendiculairement à l'axe de la racine. De cette façon, les cellules-filles restent le plus souvent dans la même rangée longitudinale, l'une au-dessus de l'autre. Il est certain que les cellules pourront également se diviser longitudinalement par rapport à l'axe de la racine; cependant, la fréquence des figures de fusion est bien plus grande que celle de l'apparition de cellules se divisant dans cette dernière direction, ce qui prouve que les cellules qui se fondent ne sont pas toujours des cellules-soeurs.

3) Dans presque tous les cas observés, les cellules qui sont sur le point de se fusionner sont très inégales (figs. 19 et 20; 21 et 22; 27 et 28, Pl. III); ce fait montre donc que les cellules qui se fondent ne sont pas toujours, nécessairement, des cellules-soeurs.

Etant donné, dans le cas qui nous occupe, que les cellules à deux noyaux sont moins fréquentes que les figu-

res fusion de deux cellules voisines et que l'apparition de ces cellules peut s'expliquer aussi par le procédé n.° 5, nous croyons pouvoir conclure que la duplication du nombre chromosomique dans les racines mixoploïdes de *Narcissus reflexus* a été produite par la résorption de la cloison entre deux cellules voisines et la fusion consécutive des noyaux.

Quelle est, cependant, la cause de la résorption de la cloison? Nous n'avons pas trouvé de réponse à cette question. Nous avons d'abord pensé que la résorption pouvait être due à l'action de quelque parasite vivant dans les racines étudiées. Toutefois, une analyse minutieuse de ces racines ne nous a révélé l'existence d'aucun hyphes mycélien, ni d'aucun autre parasite.

La mixoploïdie chez *Narcissus reflexus* ne semble pas être très fréquent, puisque nous avons étudié environ cent racines et que nous n'en avons trouvé que trois mixoploïdes. L'apparition d'une racine complètement tétraploïde, chez un individu dont les autres racines étaient diploïdes, montre que, lorsque la duplication a lieu dans les cellules primordiales des méristèmes, des organes tétraploïdes peuvent en résulter. Si la duplication avait lieu dans le primorde du bourgeon floral, on pourrait voir apparaître des hampes florales avec des fleurs susceptibles d'engendrer des graines triploïdes et tétraploïdes. Malgré cette possibilité, il ne nous semble pas que ce procédé soit d'une grande importance pour l'établissement de formes polyploïdes, chez *N. reflexus*, parce que nous n'avons jamais rencontré d'exemplaire polyploïde parmi les quelques centaines d'individus étudiés. Nous croyons plutôt que, chez les narcisses, la principale cause de la production de formes polyploïdes doit être attribuée à la formation de gamètes polyploïdes, comme conséquence de divisions méiotiques irrégulières.

#### RÉSUMÉ ET CONCLUSIONS

1) Dans une centaine de racines de *Narcissus reflexus* Brot., nous en avons trouvé trois qui étaient composées de cellules diploïdes et tétraploïdes et une qui était complète-

ment tétraploïde. Nous donnons ici une description de ces racines mixoploïdes.

2) Comme les figures de division sont plus fréquentes dans les cellules tétraploïdes que dans les cellules diploïdes environnantes, il nous semble que la rapidité de division des cellules tétraploïdes est inférieure à celle de la division des cellules diploïdes. De cette façon, on comprend que les racines mixoploïdes n'aient pas modifié leur aspect cylindrique normal et que les aires tétraploïdes se soient maintenues avec une grande uniformité sur une grande étendue longitudinale.

3) Quant à la duplication du nombre chromosomique, deux procédés ont été mis en lumière:

a) Non-formation d'une paroi de séparation entre deux cellules-filles et consécutive fusion des deux noyaux;

b) Résorption de la cloison entre deux cellules voisines, suivie de la fusion des noyaux.

Cependant, comme des cellules à deux noyaux peuvent également résulter de la résorption complète de la paroi avant la caryogamie et que les figures les plus fréquemment observées sont celles indicatrices de la résorption, nous croyons que la duplication du nombre chromosomique a été produite principalement par le procédé *b*.

4) Nous ignorons complètement le mécanisme de la résorption de la paroi. Il nous semble qu'elle ne peut pas être attribuée à une action parasitaire, parce que nous n'avons observé aucun parasite.

5) Nous n'avons trouvé, jusqu'à présent, aucun individu tétraploïde de *N. reflexus*, bien que nous en ayons examiné quelques centaines. Et quoique la duplication somatique puisse donner naissance à des organes complètement tétraploïdes, nous ne saurions attribuer une grande importance à ce procédé dans l'établissement de formes polyploïdes chez cette espèce.

## BIBLIOGRAPHIE

- BRESLAWETZ, L. 1926. Polyploide Mitosen bei *Cannabis sativa* L.. *Ber. Deuts. Bot. Ges.*, XXXIV, 498-502.
- 1932. Polyploide Mitosen bei *Cannabis sativa* L.. *Planta*, XVII, 644-649.
- BRUUN, H. G. 1932. Cytological studies in *Primula* with special reference to the relation between the karyology and taxonomy of the genus. *Symbolae Botanicae Upsaliensis*, I, 1-239.
- FERNANDES, A. 1935. Les satellites chez *Narcissus reflexus* Brot, et *N. triandrus* L.. I. Les satellites des metaphases somatiques. *Bol. Soc. Broteriana*, X (II série), 249-277.
- HRUBY, K. 1933. Ein neuer Fall von Mixoploidie. *Mem. Soc. Roy. Sci. Boheme, CI. Sci.*, 1-5.
- HUSKINS, C. L. and SMITH, S. G. 1932. A cytological study of the genus *Sorghum* Pers. I. The somatic chromosomes. *J. Gen.*, XXV, 241-249.
- JORGENSEN, C. A. 1928. The experimental formation of heteroploid plants in the genus *Solanum*. *J. Genet.*, XIX, 133-211.
- LA COUR, L. 1931. Improvements in everyday technique in plant cytology. *J. Roy. Micr. Soc.*, LI, 119-126.
- LANGLET, O. 1927. Zur Kenntnis der polysomatischen Zellkerne im Wurzelmeristem. *Sv. Bot. Tidskr.*, XXI, 397-422.
- de LITARDIERE, M. R. 1923. Les anomalies de la caryocinese somatique chez le *Spinacia oleracea* L. *Rev. gen. Bot.*, XXXV, 369-381.
- MANN LESLEY, M. 1925. Chromosomal chimeras in the tomato. *Am. Naturalist*, LIX, 570-574.
- MEURMANN, O. 1933. Chromosome morphology, somatic doubling and secondary association in *Acer platanoides* L. *Hereditas*, XVIII, 145-173.
- NAWASCHIN, M. 1926. Variabilität des Zellkerns bei *Crepis*-Arten in bezug auf die Artbildung. *Zeits. f. Zellforsch. u. mikr. Anat.*, IV, 181-215.
- NEMEC, B. 1929. Über den Einfluss des Nikotins auf sich teilende Zellen. *Protoplasma*, VII, 99-105.
- 1930. Mixoploidy and the cellular theory. *Proc. fifth int. Bot. Cong. Cambridge*, 233-234.
- 1931. Über Mixoploidie bei *Allium coeruleum*. *Bull. intern. Acad. Sci. Boheme*, 1-12.
- RÜTTLE, M. L. 1928. Chromosome number and morphology in *Nicotiana*. II. Diploidy and partial diploidy in root tips of *tabacum* baplonts. *Univ. Calif. Publ. Bot.*, XI, 213-232.
- SIMONET, M. 1930. Nouvelles recherches sur le nombre des chromosomes chez les *Iris* et sur l'existence de mitoses didiploides dans ce genre. *C. R. Soc. de Biol.*, CIII, 1197.
- STOMPS, TH. J. 1910. Kerndeeling en synapsis by *Spinacia oleracea* L. Amsterdam.
- TERBY, J. 1923. Etude d'un cas de caryocinese irrégulière dans le rhizome du *Butomus umbellatus*. *Bull. Soc. Roy. Bot. de Belgique*, LVI, 1-6.

- WEBBER, J. M. 1930. Chromosome number and morphology in *Nicotiana*. V. The character of tetraploid areas in chromosomal chimeras of *N. sylvestris*, Speg. and Comes. *Univ. Calif. Publ. Bot.*, XI, 355-362.
- 1933. Cytological features of *Nicotiana glutinosa* haplonts. *J. Agric. Res.*, XXXXVII, 845-867.
- WINKLER, H. 1916. Über die experimentelle Erzeugung von Pflanzen mit abweichenden Chromosomenzahlen. *Zeits. f. Bot.*, VIII, 417-531.

## EXPLICATION DES FIGURES

## PLANCHE I

- Fig. 1. Racine mixoploïde n.° 1. Coupe transversale à une distance de 456  $\mu$  de l'extrémité. On voit l'aire tétraploïde du dermatogène, constituée par sept cellules, et une autre cellule tétraploïde, localisée dans la première couche du périlème (8h.). Cette cellule correspond à une rangée longitudinale que l'on a pu suivre depuis une distance de 432  $\mu$  de l'extrémité jusqu'à la partie différenciée. Benda (La Cour); hématoxyline ferrique. X 125.
- Fig. 2. Racine mixoploïde n.° 1. L'aire tétraploïde du dermatogène de la figure précédente à un plus fort grossissement. Une des cellules montre la moitié d'une anaphase. Fixation et coloration comme dans la figure antérieure. X 300.
- Fig. 3. Racine mixoploïde n.° 1. Plaque équatoriale à 28 chromosomes dans une cellule de la rangée tétraploïde de la première couche du périlème. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. X 300.
- Fig. 4. Racine mixoploïde n.° 2. Coupe transversale à une distance de 90  $\mu$  de l'extrémité. La flèche supérieure indique une métaphase à 28 chromosomes; les autres flèches indiquent des noyaux très volumineux, probablement tétraploïdes aussi. La Cour 2BE; violet de gentiane. X 350.
- Fig. 5. Racine mixoploïde n.° 2. Coupe 24 située à une distance de 360  $\mu$  de l'extrémité. On voit trois aires tétraploïdes, localisées dans le périlème: la première (1/2h.) montre neuf cellules; la deuxième (7h.), trois; et la troisième (8h.) est constituée par une seule cellule. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. X 125.
- Fig. 6. Racine mixoploïde n.° 2. Secteur de la coupe 24 montrant, à un plus fort grossissement, la première aire tétraploïde. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. X 300.
- Fig. 7. Racine mixoploïde n.° 2. Coupe 28 à une distance de 420  $\mu$  de l'extrémité. Les trois aires tétraploïdes se présentent encore comme dans la coupe 24. La cellule de la troisième aire montre une métaphase à 28 chromosomes. Fixation et coloration comme dans la figure antérieure. X 125.

## PLANCHE II

- Fig. 8. Racine mixoploïde n.° 2. Secteur de la coupe 33 située à 495  $\mu$  de l'extrémité montrant la première aire tétraploïde, qui se présente encore formée par neuf cellules. Une des cellules montre une plaque équatoriale à 28 chromosomes. Les autres aires tétraploïdes de cette coupe ont le même



aspect que celui qu'est représenté dans la figure 10. La Cour aBE; violet de gentiane. X 300.

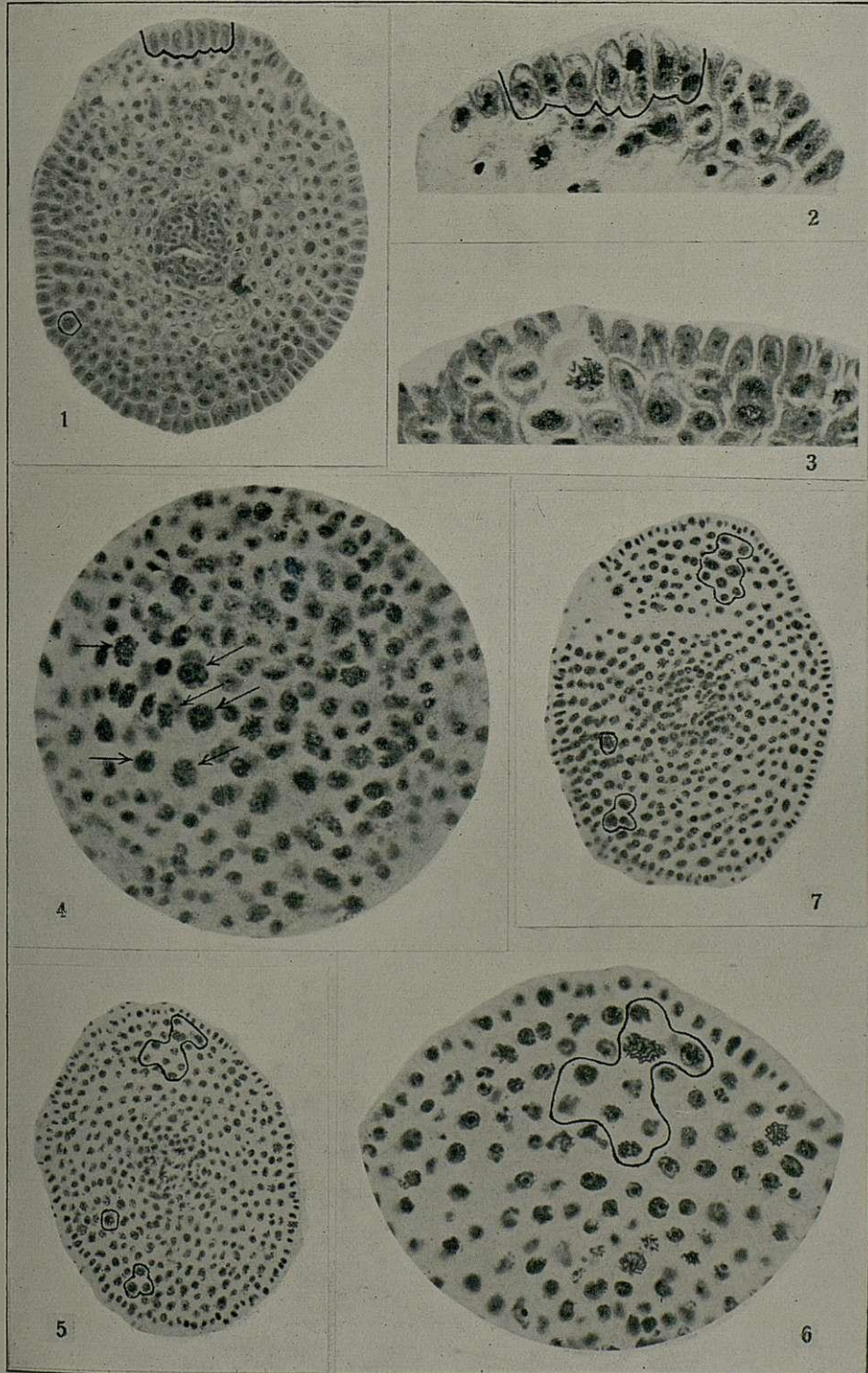
- Fig. 9. Métaphase existant dans l'aire tétraploïde de la figure antérieure à un plus fort grossissement. Confronter avec la figure du texte 1b. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. X1900.
- Fig. 10. Racine mixoploïde n.° 2. Coupe 34, à une distance de 510  $\mu$  de l'extrémité, montrant les trois aires tétraploïdes. La première est constituée par dix cellules; la deuxième par quatre; et la troisième présente encore une seule cellule. Fixation et coloration comme dans la figure antérieure. X 1 2 5 -
- Fig. 11. Racine mixoploïde n.° 2. Coupe 39 située à 585  $\mu$  de l'extrémité. Explication dans le texte. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. X 300.
- Fig. 12. Racine mixoploïde n.° 3. Coupe située à une distance de 255  $\mu$  de l'extrémité, où nous avons trouvé la première métaphase tétraploïde. Cette figure, vue de profil, est indiquée par la flèche. Nawachine (Bruun); violet de gentiane. X 1 2 5.
- Fig. 13. Racine mixoploïde n.° 3. Coupe située à une distance de 300  $\mu$  au-dessus de l'extrémité. La flèche indique une métaphase tétraploïde, vue de profil, localisée dans la région périphérique du plérome. Fixation et coloration comme dans la figure antérieure. X 1 2 5.
- Fig. 14. Racine mixoploïde n.° 3. Cellule à deux noyaux localisée dans la deuxième couche du périlème. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. X 300.
- Fig. 15. Figure montrant, à un plus fort grossissement, la cellule à deux noyaux de la figure précédente. On ne voit aucun trace de cloison entre les noyaux. Le noyau supérieur présente un petit bec; cet aspect figure, peut-être, le premier stade de la fusion nucléaire. Fixation et coloration comme dans la figure antérieure. X 840.
- Fig. 16. Racine tétraploïde n.° 4. Cellule à deux noyaux dans la région d'allongement de la racine. La fusion des deux noyaux tétraploïdes engendra des cellules à 8x chromosomes. Chromo-formol de Lewitsky 5:5; hématoxyline ferrique. X 840.

## PLANCHE III

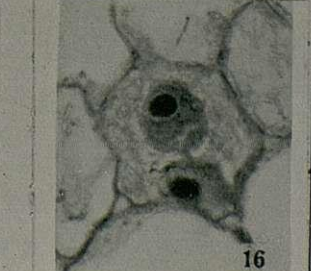
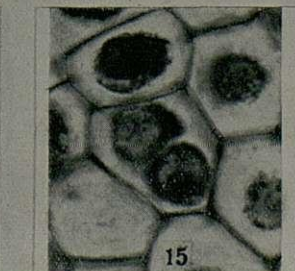
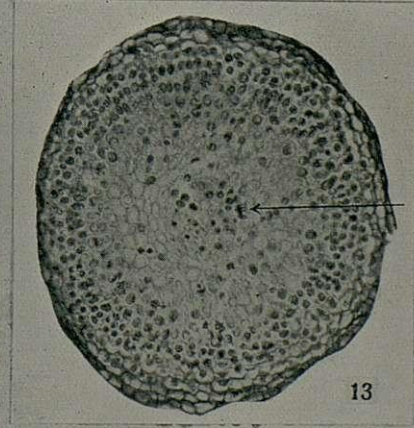
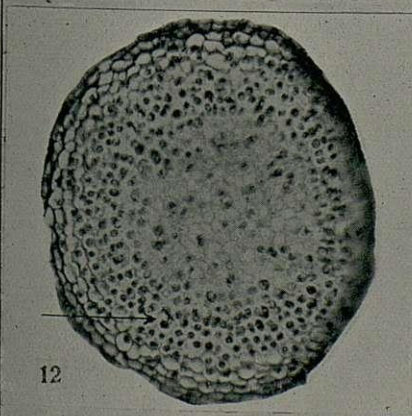
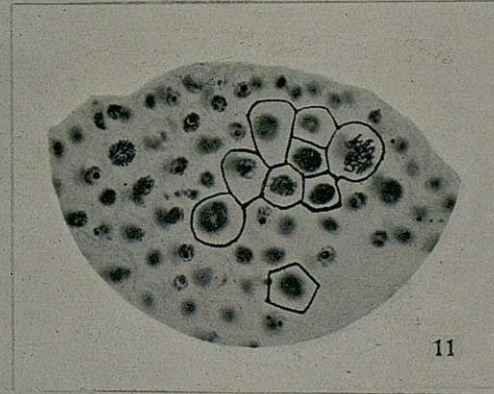
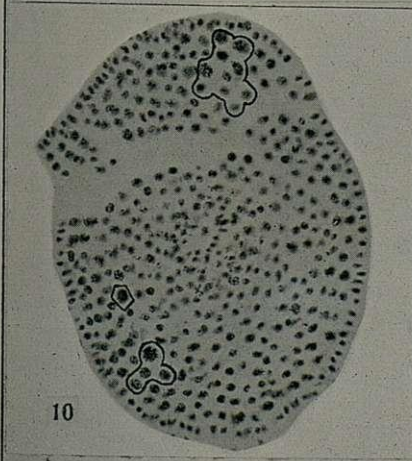
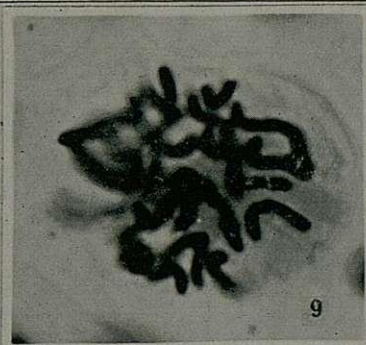
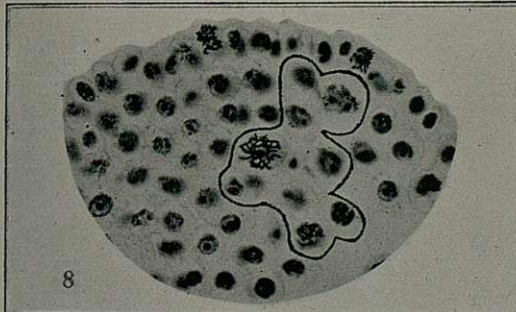
- Fig. 17. Racine mixoploïde n.° 3. Coupe situé à 390  $\mu$  de l'extrémité. La flèche indique une métaphase tétraploïde localisée dans la région médiane du périlème. Nawachine (Bruun); violet de gentiane. X 1 2 5.
- Fig. 18. Coupe transversale de la racine n.° 4. Cette racine s'est montrée complètement tétraploïde. On voit quelques métaphases à 28 chromosomes. Chromo-formol de Lewitsky 5:5; violet de gentiane. X 1 2 5.
- Fig. 19. Racine mixoploïde n.° 3. Figure montrant un des premiers stades de la fusion entre deux cellules appartenant, respectivement, à la première et à la deuxième couche du périlème. Le noyau de la cellule de la deuxième couche est sur le point de passer à travers une partie détruite de la cloison et il se dirige vers le noyau de la cellule supérieure avec lequel il est déjà en contact. Ce noyau, qui semble fonctionner ici comme un

noyau mâle, présente une dépression au niveau de la cloison, ce qui montre qu'il s'allonge pour passer à travers le trou de la paroi. Remarquer la différence de taille des deux cellules qui sont sur le point de se fusionner. Ce fait montre que ces cellules ne sont pas des cellules-soeurs. Nawachine (Bruum); violet de gentiane. X 300.

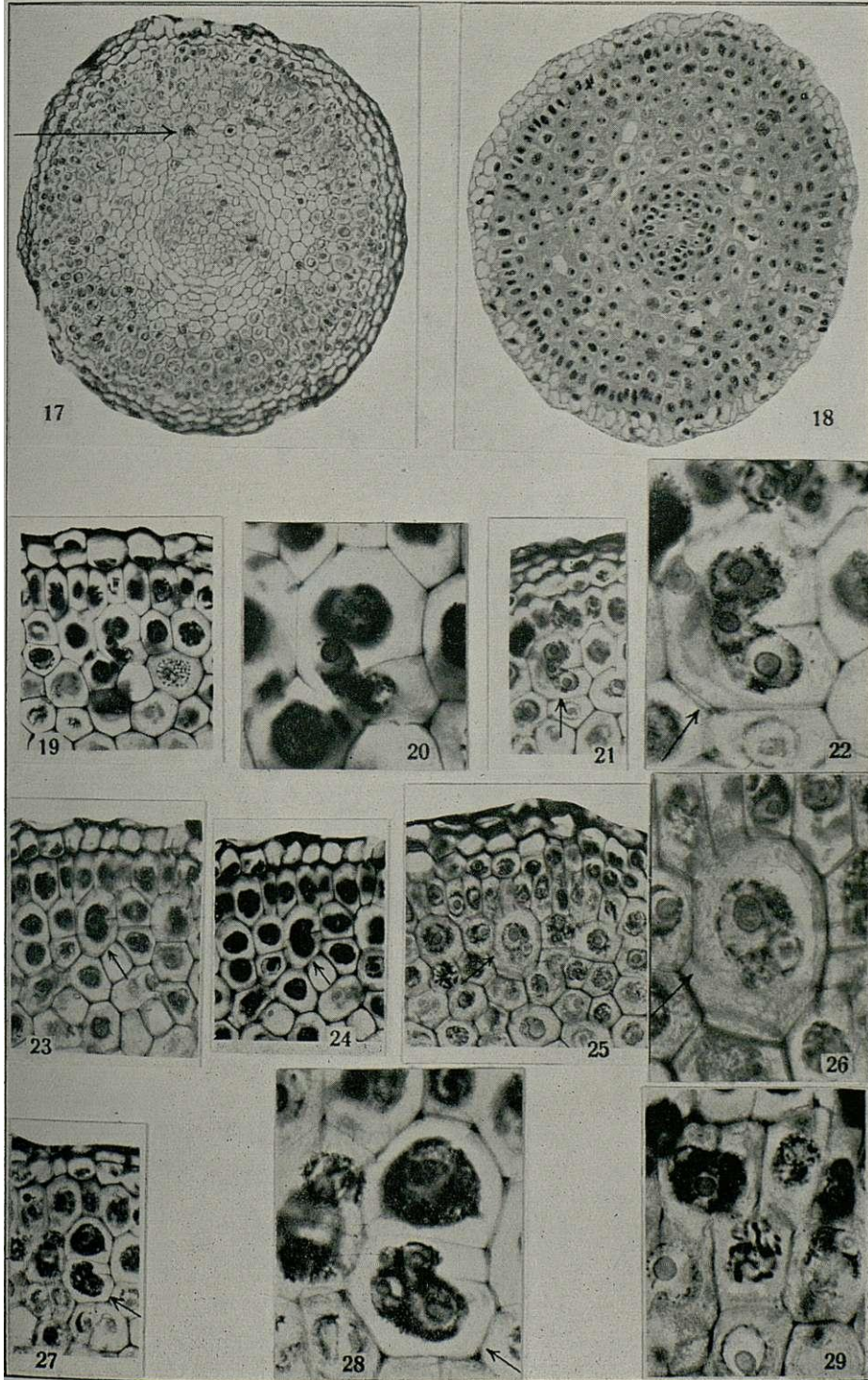
- Fig. 20. La figure précédente, à un plus fort grossissement, pour montrer les détails. Fixation et coloration comme dans la figure antérieure. X 840.
- Fig. 21. La flèche indique deux cellules, appartenant respectivement à la première et à la deuxième couche du périlème, qui sont sur le point de se fusionner. Le stade représenté ici est plus avancé que celui de la figure 18-19. Les deux noyaux sont déjà fondus et le gros noyau tétraploïde, ainsi engendré, présente un aspect d'haltère avec une dépression au niveau de la cloison; celle-ci persiste seulement dans la région située à la droite du noyau. Nawachine (Bruun); violet de gentiane. X 300.
- Fig. 22. La figure précédente, à un plus fort grossissement, pour montrer les détails. Fixation et coloration comme dans la figure antérieure. X 840.
- Fig. 23. La flèche indique un stade plus avancé de la fusion entre deux cellules de la première et de la deuxième couche du périlème. Le gros noyau tétraploïde est sur le point de devenir sphérique. On voit, à droite, un reste de cloison. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. X 300.
- Fig. 24. La flèche indique la même cellule que celle de la figure précédente, mais la photographie a été prise dans un plan inférieur. On voit que la cloison est complète au-dessous du noyau. Fixation et coloration comme dans la figure antérieure. X 300.
- Fig. 25. Stade plus avancé de la fusion; le gros noyau tétraploïde est presque sphérique. À gauche, la flèche indique une petite portion de la cloison qui s'est presque complètement résorbée. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. X 300.
- Fig. 26. La même cellule de la figure 25 vue à un plus fort grossissement. X 840.
- Fig. 27. La flèche indique la fusion entre deux cellules appartenant respectivement à la deuxième et à la troisième couche du périlème; on voit, à gauche, un reste de la cloison. Remarquer que les cellules fusionnées sont très inégales. Fixation et coloration comme dans la figure précédente. X 300.
- Fig. 28. La figure précédente vue à un plus fort grossissement. X 840.
- Fig. 29. Figure montrant la fusion de deux cellules dans la région méristématique. Le gros noyau tétraploïde a déjà acquis une forme sphérique normale et il est situé dans la région moyenne, où a eu lieu la résorption de la cloison. De part et d'autre du noyau, on voit le reste de la cloison. X 840.















**CONTRIBUIÇÕES  
PARA O CONHECIMENTO DA FLORA  
DE ÁFRICA**

I

**NEW ANGOLAN SPECIES OF *MONOTES***

*by*

**DR. HELEN BANCROFT**

I HE following new species of *Monotes* have been distinguished amongst herbarium material of Angolan representatives of the Dipterocarpaceae-Monotoideae:

*Monotes Dawei* BANCROFT sp. nov.

*Arbor* parva; ramuli brunnei striati, hornotini lenticellis angustis albido-brunneis conspicuis atqtte reliquiis simplicibus et stellatis pubescentiae brunneae muniti. Folia satis magna, elliptica vel obovato-elliptica, pro longitudine angusta, 8.5-13.0 cm. longa, 3.9-7.0 cm. lata, apice et basi rotundata; pagina superior opaca, sparse pilis stellatis longiramosis, nonnullis simplicibus, et juventute brunneis glandulosis instructa, basi glandulam planam ovalem brunneam conspicuam ferens; pagina inferior in venis pilis simplicibus et stellatis, in maculis retis venarum pilis stellatis breviramosis omnino oblecta; costa cum nervis lateralibus supra impressa, subtus prominens; duorumdam foliorum axillae nervorum nonnullae in pagina superiore glandulis perparvis munitae; nervi laterales marginem attingentes, utrinque 14-18, ramulum sat validum ante marginem saepe emittentes; nervi tertii ordinis supra impressi, subtus distincti; petiolus pilis simplicibus et stellatis pubescens, supra teres vel leviter canaliculatus, 1-1.7 cm. longus. *Inilorescentiae* axillares paniculae breves, 4.0-5.5 cm. longae, dense et breviter pubescentes; pedunculi longitudine variantes, 0.3-2.5 cm. longi; flores sat dense agglomerati. *Sepala* circiter 0.4 cm. longa, 0.3 cm.

lata, apice rotundata vel subacuta, dense et breviter pubescentia. *Pétala* circiter 1.0 cm. longa, basi linea pilorum instructa. *Stamina* numerosa; connectivum minutum acutum. *Ovarium* dense hirsutum; stylus glaber; stigma leviter 3-lobatum. *Fructus* rubido-brunneus; ovarium parvum, 0.9-1.1 cm. diámetro, globosum sed leviter 3-costatum, pilis sat longis distincte pubescens; styli basis evidens; calycis lobi accrescentes magnitudine valde variabiles, longissimus circiter 3.5 cm. brevissimus circiter 2.0 cm. longus, latissimus 1.8 cm. angustissimus 1.1 cm. latus.

#### OCCURRENCE

Angola: Caria Concession, Libólo, at Longa River, flowering Dec. 1921 and Jan. 1922, M. T. DAWE 324 (type, in Kew Herbarium; between the Kubango and Mundonga Rivers, at an altitude of 1400 m., fruiting May 17, 1900, BAUM 925 (in British Museum and Kew herbaria) specimen originally identified as *M. caloneurus*; see Gilg in Warb., Kunene-Samb.-Exped. Baum: 308 (1903).

#### AFFINITIES

The general size and form of the leaves, the indumentum of the lower leaf-surface, and the inflorescence and fruit characters of this type, suggest, at first sight, its identity with *M. caloneurus* GILG. The petioles are, however, shorter than in *M. caloneurus*, and the upper surface of the *mature* leaves is provided with a distinct indumentum of simple and, generally, stellate or tufted hairs; this feature allies *M. Dawei* with *M. hypoleucus* (WELW.) GILG and *M. anéolensis* DE WILD.

#### *Monotes Pearsonii* BANCROFT sp. nov.

*Arbor* circiter 6 m. alta; ramuli brunnei tenuiter striati, reliquiis indumenti brevis instructi. *Folia* mediocria, plerumque obovata, 6.6-9.1 cm. longa, 3.2-6.5 cm. lata, apice truncata vel leviter emarginata, saepe evidenter mucronata, basi truncata rotundata vel levissime cordata; pagina superior opaca, visu ob reliquias pilorum simplicum et stellatorum et ob glándulas resiníferas sparse atque subtiliter granu-

lata, basi glandulam parvam orbiculatam inconspicuum ferens; pagina inferior pilis brevibus densis omnino indita; costa cum nervis lateralibus supra impressa, subtus prominens; nervi laterales utrinque 12-14, marginem fere attingentes et juxta saepe furcati; nervi tertii ordinis et rete venarum supra indistincti, subtus prominuli; petiolus pilis simplicibus et stellatis breviter tomentosus, supra teres vel levissime canaliculatus, 1.6-2.1 cm. longus, *Inflorescentiae axes* tomentosi, circiter 4.3-8.0 cm. longi. *Flores* baud visi. *Fructus* (vix maturus) rugosus tomentosus globosus, 1.8 cm. diametro, apice depresso styli basi punctata terminatus; calycis lobi accrescentes laete coccinei membranacei venosi, rete venarum utrinque prominente, usque ad 8 cm. longi et 2 cm. lati (maturitate evidenter permagni), apice acuti, basin versus in unguem 0.8 cm. latum attenuati ungues baud contigui.

#### OCCURRENCE

South Angola: fruiting May 8, 1909, very conspicuous in open forest in lower part of pass leading down to Lubango, at an altitude of about 1785m., H. H. W. PEARSON 2649 (type in Kew Herbarium, and duplicate at Imperial Forestry Institute, Oxford).

#### AFFINITIES

The characters of the upper leaf-surface in this species are similar to those in *Monotes discolor* R. E. FR. and *M. kapiensis* DE WILD., there being many round-beaded resinous hairs (giving a granular appearance) and, even in the mature leaves, a sparse residual indumentum of simple and tufted hairs. In leaf-size and proportions, *M. Pearsonii* is quite distinct from the allied species, and its fruits are especially characteristic, with their long, narrow and pointed wings, unguate at the base, and of bright scarlet colour in the fresh condition.

The Imperial Forestry Institute,  
University of Oxford.  
Feb. 29, 1936.

## II

### NOVAS ESPÉCIES DA FLORA DE ANGOLA

por

A. W. EXELL e F. A. MENDONÇA

*Cleome mossamedensis* EXELL & MENDONÇA, sp. nov.

*Herba* erecta, caule dense vel subdense glanduloso-piloso. *Folia* apicem versus 3-foliolata basin versus 3-vel 5-foliolata, petiolo ad 4.5 cm. longo glanduloso-piloso, foliolis ellipticis vel obovato-ellipticis apice acutis basi cuneatis, 6-22 X 2.5-9 mm., apicem versus minoribus glanduloso-pilosulis vel glanduloso-pubescentibus. *Flores* pedicellati, pedicello ad 2 cm. longo glanduloso-pubescenti, in racemos terminales 15-20 cm. longos dispositi. *Sepala* oblanceolata, 8-9 x 2-3 mm., glanduloso-pubescentia. *Pétala* obovata unguiculata, 15-17x7-9 mm., glabra. *Stamina* 8 fertilia, filamentis 13-18 mm. longis, antheris adultis convolutis. *Capsula* lineari-oblonga, ad 5o X 2.3 mm., glanduloso-papillosa, gynophoro gracile 10-12 mm. longo.

ANGOLA. Mossâmedes: nos campos perto do mar, *Welwitsch* 966 (Herbario do British Museum, pro parte; Lis. U); próximo do Giraul, *Welwitsch* 967 (Herbario do British Museum, pro parte, tipo; Lis. U). Benguela: arredores de Benguela, *Welwitsch* 965 (Lis. II, pro parte).

Esta espécie é muito próxima de *Cleome foliosa* Hook. f. mas tem cápsulas e fôlbas glanduloso-pubescentes ou glanduloso-papilosas não densamente glanduloso-pilosas. Os folíolos são também maiores.

*Cleome Johnstonii* EXELL & MENDONÇA, sp. nov.

*Herba* erecta, caule dense glanduloso-pubescenti. *Folia* 5-foliolata sessilia vel brevissime petiolata, foliolis ellipticis, 6-10x3-5 mm., dense glanduloso-pubescentibus (folia infe-

ripra desunt). *Flores* pedicellati, pedicello ad 2 cm. longo dense glanduloso-pubescenti, in racemos terminales c. 8 cm. longos dispositi. *Sepala* oblonga, 10-11x2.5-3 mm., glanduloso-pubescentia vel glanduloso-papillosa. *Pétala* anguste obovata apice rotundata basi cuneata unguiculata, 20x8 mm., glabra. *Stamina* 8 fertilia, filamentis ad 28 mm. longis, antheris adultis convolutis. *Capsula* lineari-oblonga, ad 60x2.5 mm., subsparse glanduloso-papillosa, gynophoro ad 2 cm. longo.

ANGOLA. Mossâmedes: R. Croque (=rio Coroca), H. H. Johnston s. n. (Herbario de Kew, tipo).

Esta espécie é também próxima de *Cleome foliosa* Hook. f. mas tem fôlhas quasi sésseis (pelo menos as fôlhas apicais) e cápsulas muito menos densamente glandulosas. Temos apenas o apice do caule com flores, frutos e fôlhas apicais.

*Ritchiea Carrissoi* EXÈLL & MENDONÇA, sp. nov.

*Frutex* scandens, ramulis glabris. *Folia* 1- vel 3-f oliolata petiolata, petiolo gracile 1.5-2.5 cm. longo glabro, foliolis breviter petiolulatis, petiolulo 1-2 mm. longo, ellipticis vel late ellipticis apice acuminatis apiculatis basi rotundatis fere aequilateralibus pro genero parvis, 4-6.5x2-3.5 cm., omnino glabris, costa media subtus prominula, costis lateralibus 5-7 paris supra vix conspicuis subtus prominulis. *Flores* pedicellati, pedicello 8-16 mm. longo glabro, in racemos breves paullo supra-axillares dispositi, pedúnculo 4-8 mm. longo. *Sepala* lanceolata vel ovato-lanceolata, 20-24x9-10 mm., margine tomentella. *Pétala* 4 linearia, 15-28x2-2.5 mm., glabra. *Stamina* numerosa, filamentis 20-27 mm. longis glabris, antheris 3x0.8 mm., glabris. *Ovarium* anguste oblongum, 6x1.5 mm., glabrum, gynophoro 24 mm. longo glabro. [*Fructus* ignotus].

LUNDA: Dundo, trepadeira da floresta hidrófila das margens do rio Lubilache, fl. julho, *Carrisso e Mendonça* 137 (Herb. Conimbr.; typus in Herb. Mus. Brit.).

Espécie bem caracterizada pelos folíolos pequenos e racimos curtos, parvifloros.

*Rinorea lualensis* EXELL & MENDONÇA, sp. nov.

*Arbor* parva, 3 m. alta, ramulis primo pubescentibus demum glabrescentibus. *Folia* alternata petiolata, petiolo 2-5 mm. longo pubescenti, lamina elliptica apice longiuscule acuminata margine inconspicue denticulata vel serrulata basi rotundata, 3-10x1-3.5 cm., utrinque glabra, costis laterilibus 7-9 paris. *Flores* graciliter pedicellati, pedicello 5-8 mm. longo pubescenti, in racemos multifloros 6 cm. longos axillares dispositi, rachide dense pubescenti. *Sepala* ovata, 1.8x1.1 mm., puberula. *Pétala* lanceolata, 5.5x1.7 mm., puberula. *Tubeus stamineus* 1.1-1.3 mm. longus margine pubescens, antheris oblongis 1.8-2 mm. longis, connectivo in appendicem lanceolatum, 2.5x1 mm., glabrum productum. *Ovarium* subglobosum, 1.2x1 mm., glabrum, stylo 2 mm. longo glabro. *Fructus* globosus glaber (immaturus).

Hab. Angola, Cabinda, Maiombe, lugares bumbrosos da floresta bidrófila das margens do rio Luali, próximo da residência oficial do Posto de Belize, fl. Nov. *Gossweiler* 7566 (Typus in Herb. Mus. Brit.; Herb. Berol.; Herb. Conimbr.; Herb. Kew.; Herb. Olissip.).

Árvore em miniatura de 3 m. de alta, na sombra das outras árvores da floresta; tronco erecto tortuoso, copa larga, muito ramificada, flores esbranquiçadas.

Este espécime tem motivado consideráveis dificuldades. Por diversas vezes tem sido considerada ora como *Rinorea gracilipes* Engl. ora como *R. ardisiiflora* (Welw.) Kuntze.

O ovário glabro separa *R. lualensis* de *R. gracilipes*, enquanto que se distingue de *R. ardisiiflora* pelas flores mais pequenas, pedicelos mais delgados, apêndices do conectivo muito mais estreitos e fôlhas mais obsoletamente serradas. Estas três espécies são muito estreitamente afins, mas no estado actual dos nossos conhecimentos parece-nos melhor deixá-las especificamente separadas.

# ESTUDOS NAS AVEIAS )

i

## AS AVEIAS PORTUGUESAS DA SECÇÃO *EUAVENA* GRISEB.

*por*

**ARTUR TABORDA DE MORAIS**

Assistente de Botânica na Universidade de Coimbra

OS meus estudos sôbre as aveias começaram há cinco anos quando, como aluno de botânica sistemática, verifiquei nas minhas práticas de florística, a confusão que sôbre elas existia entre nós.

Desde então nunca mais deixei de as estudar e observar no campo e em cultura, seguindo-as de ano para ano; por essa razão o presente trabalho, primeiro de uma série que espero ir publicando, não é um inventário de exemplares de herbário, nem uma cópia de descrições, mas a sùmula duma investigação libérrima feita *ab initio* nas próprias searas. Pretendo com êle e com os que se lhe seguirem trazer ao conhecimento, à limitação, à discussão das espécies e à sua filogenia os dados da genética, fundindo numa síntese o que ordinariamente é estudado em sectores diversos.

Pois não se torna a taxonomia, com a genética, uma ciência experimental?

Esse trabalho árduo que o naturalista se impõe, e que é afinal a sua pedra de toque, a descoberta dos bons caracteres definidores, excelentes pela constância, apoiando-se apenas na *observação* pela qual há-de distinguir as adaptações ecológicas dos caracteres hereditários, não lho facilita a genética apreciando mais rapidamente e com maior segurança, pela *experimentação*, o valor desses caracteres?

E no entanto os estudos duns são geralmente desconhecidos dos outros, taxonomistas e geneticistas.

1) Investigações subsidiadas pelo Fundo Sá Pinto distribuído pelo Senado da Universidade de Coimbra.

Eram estes os meus propósitos que não podiam, porém, ter inteira realização, se circunstâncias particulares lhes não trouxessem o auxílio que a sua efectivação necessita e que felizmente encontrei no interesse que aos estudos de genética dedica o que foi meu ilustre professor de Biologia, e é actual Ministro da Instrução Pública Ex.<sup>ma</sup> Sr. Doutor Eusébio Tamagnini, o qual benevolamente veio ao meu encontro, patrocinando junto do Senado Universitário os trabalhos a que me propuz, colocando à minha disposição as instalações e biblioteca do Instituto que dirige, não me faltando jamais com o seu conselho e com o estímulo do seu cuidado.

Para êle vão as minhas homenagens, para o Senado Universitário que houve por bem subsidiar estes trabalhos, o meu reconhecimento e para o Ex.<sup>ma</sup> Sr. Doutor Luís Carrisso, o Director dêste Instituto, os meus melhores agradecimentos por tudo quanto a sua delicada atenção nos oferece para a realização das indispensáveis condições de trabalho.

**Instituto Botânico Dr. Júlio Henriques, Julno de 1935.**



## OS CARACTERES

Não pretendo neste primeiro estudo mais do que dar notícia de algumas *formas* de aveias que em Portugal crescem ou se cultivam, sem grandes preocupações de sistema; mas para uma imediata compreensão do que vai ler-se é conveniente referir-me, embora brevemente, ao valor de três ou quatro dos principais caracteres.

### FORMA DA PANÍCULA

Há dois tipos extremos de panícula nas aveias: piramidal e unilateral, entre **eles** se colocando outros de valor intermédio.

No primeiro os ramos distribuem-se regularmente a tóda a volta do eixo principal semelbando uma pirâmide; no segundo tombam-se para um dos lados aí se juntando.

Como isto resulta porém duma *atitude* da planta determinada pela relação entre a rigidez do eixo principal, o peso das espiguetas e as condições mecânicas dos pedúnculos destas, modifica-se na medida em que aquela relação varia, de tal forma que, por exemplo, na *Avena barbata*, se encontram no começo da floração panículas piramidais que ao depois, com o desenvolvimento da cariópse, se tombam e tornam unilaterais. Mas, quer nas piramidais, quer nas unilaterais, a inserção dos ramos faz-se a tóda a volta do eixo principal.

Desta forma a apreciação do carácter em herbário é geralmente incerta e no campo necessita de prudência.

E como, por outro lado, o seu comportamento genético,

que foi esclarecido, se revela bastante complicado, êste carácter não tem para o taxonomista o valor que primeiramente se lhe atribuiu.

#### CÔR DAS GLUMELAS

Consideram-se geralmente quatro cores principais: negra, cinzenta, amarela ou castanho-avermelhada e branca, cores que se sabe dependerem muito estreitamente de circunstâncias do meio como humidade, condições do solo e sobretudo grau de maturação. Na mesma panícula se verifica essa dependência, pois as espíguas da base, últimas a formarem-se, não atingem, muitas vezes, o desenvolvimento e a maturação completas, conservando cores claras, quando as outras as têm escuras, sendo por estas razões geralmente diminuto o seu valor taxonómico.

#### PUBESCENCIA, ARTICULAÇÕES E ARISTAS DAS ESPÍGUETAS

Geneticamente devemos distinguir entre a pubescencia propriamente da glumela, e a que se dispõe, formando uma coroa, à volta do calo e sobre os diversos segmentos do ráquis.

Há independência genética entre as duas, isto é, cada uma delas resulta da acção de um factor ou gene próprio, e há, pelo menos, uma ligação (*linkage*) entre o factor que condiciona a pubescencia do calo com o ou os que regulam a forma de articulação da espiguetta com o pedúnculo, ou das diversas cariopses revestidas das glumelas com as respectivas raquillas e ainda da existência ou ausência de aristas.

Quer dizer a pubescencia ou a glabridade das glumelas constitue um carácter-unidade, o carácter *a*, como aqui o assinalamos; o tipo das diversas articulações existentes na espiguetta, as coroas de pêlos à volta do calo ou na base das glumelas inferiores ou a sua ausência, a pubescencia ou a glabridade das raquillas e a existência e morfologia das aristas ou a sua falta, tudo isto constitue outro carácter-unidade, o carácter *b*.

O factor da pubescencia das glumelas é, quantitativamente, diminuído na sua eficiência pelo da glabridade e o carácter *a* apresenta-se então intermédio entre a pubescencia normal e a glabridade completa; o carácter *b* é

dominante na condição da *Avena sativa* sôbre a condição da *Avena sterilis* ou da *Avena íatua*, por exemplo. A dominancia do segundo caso não se torna completa mas é muitíssimo marcada, como também no primeiro a condição da pubescencia predomina, embora muito atenuada sôbre a da glabricidade.

Do conhecimento experimental destes factos resulta o seguinte:

Que morfológicamente a semelhança dos híbridos com um dos progenitores predomina sôbre a do outro e precisamente por um conjunto de caracteres dos mais importantes na organização das inflorescencias; por estas razões se explica pois, suficientemente, que tenham sido descritas como variedades de um dos pais e possam ter sido tomadas como formas intermédias a assinalar a evolução nada mais nada menos do que os híbridos das formas diferenciadas e, por conseqüência, que os fundamentos filogenéticos de classificação baseados nestes factos não sejam consistentes, na generalidade. Não queremos neste momento levar mais longe a discussão do assunto, o que faremos noutra ocasião quando pudermos abranger maior número de espécies do que aquele a que se refere êste trabalho, mas desejamos que fique claramente assinalado desde já o fenómeno em algumas das plantas aqui descritas e a sua importância para a sistemática evolucionista.

**A V E N A** L., Spec pl., (1753) 79.

Sect. **Euavena** GRISEB., Spicil. fl. Rupal., II (1844) 452;  
*Avena sativa* [I., sens, ampliss.] ASCHERSON et GRAEBNER, Syn.  
d. Mitteleur. FL, II, 1 (1899) 233.

1. **Avena sterilis** L., Spec. pl. ed. 2, I (1762) 118;  
THELLUNG, Über die Abstam. den system. West. u. die  
Kulturgesch. der Saatbafer-Arten (*Âvenae sativae* Cos-  
son) in Vierteljahrsschr. Zürich. Naturf. Gesellschat,  
56, III (1911) 312, sens, strict.; TRABUT, Contrib. à l'étude de  
l'origine des Avoines cultivées in Bull. Soc. Hist. Nat. de  
l'Afrique du Nord, 9 (1910) 15u, c. iconog.; BROTERO, Fl.  
lusitanica, I (1804) 108; WILLK. et LANGE, Prod. Fl. Hisp., I  
(1861) 67; HACKEL, Cat. fais, des Gram. du Portugal (1880)  
19; J. HENRIQUES, Gram. in Bol. Soc. Brot., XX (1905) 83;  
p. COUTINHO, Fl. Portugal (1913) 81; SAMPAIO, Man. fl. portu-  
guesa, 56.

Planta de elevado porte, robusta. Panícula grande, por fim perfeitamente unilateral e recurvada, com espiguetas de 25-50 mm. nas glumas, bi-tetraspérmicas, caducas na maturação por desarticulação basilar; articulação da espigueta muito oblíqua, alongada, elipsóide ou ovóide, cercada por um anel de grandes pêlos birsutos; glumelas até 30 mm: as inferiores da 1.ª e 2.ª flores terminadas por dois dentes não setiformes, aristadas, a da 3.ª flor às vezes também aristada mas ordinariamente sem arista e sem dentes; aristas muito desenvolvidas, até 80 mm., torcidas inferiormente e genicu-

ladas, com columela até 20 mm.; ráduis apenas articulado na base da espiguetta; raduila da 2.<sup>a</sup> flor pubescente externa e superiormente, as das outras flores glabras, tôdas bastante robustas \* (1).

Floresce e frutifica: Abril a Julho.

*Ecologia*: Espontânea nas vinhas, searas, etc.

*Distribuição*: Do Norte ao Sul do país.

var. « **máxima** (PEREZ-LARA.) THEIX., **1. c.** (1911) 315; *A. sterilis* L., Spec. pl., ed. 2, I (1762) 118, sens. strictiss.; BROTERO, **1. c.** (1804) 108; HUSNOT, Gram. (1896-1898) 39, tab. XIII, fig. 4.

Espiguetas muito grandes, com articulações basilares oblongo-ilípticas; glumas de 35-50mm.; glumelas inferiores das 1.<sup>a</sup> e 2.<sup>a</sup> flores densamente hirsuto-pubescentes desde a base até à inserção da arista, com pêlos compridos; a glumela inferior da 3.<sup>a</sup> flor poucas vezes com pêlos raros e compridos, ordinariamente glabra bem como as restantes; aristas robustas, molemente pubescentes na columela \* v. s.

Est. VI, fig. 24.

*Especímenes*: Coimbra: Penedo da Saudade, PIMENTEL!; Figueira da Foz: Buarcos, F. SOUSA!; Lumiar: «in arvis murisdue prope Lumiar freduens», WELWITSCH!; Serra de Monsanto, MOLLER!

var. **(5) scabriuscula** (PEREZ-LARA) THELL. **1. c.** (1911) 315; REICH., ícones, I, tab. CVI, fig. 219; HUSNOT, **1. c.** (1896-1899) tab. XIII, fig. 1-2-3.

Espiguetas ordinariamente mais pequenas com articulações como na var. « (est. VI, fig. 24) e glumas de 30-40 mm.; aristas glabras mas ásperas \* v. v.

Est. I, fig. 1 e 2; Est. VI, fig. 29.

(1) Denominamos ráquis todo o eixo da espiguetta e raquila o segmento compreendido entre duas flores consecutivas.

Também chamamos articulação, sem mais, àquela que funciona natural e espontaneamente e articulação imperfeita ou pseudo-articulação à que só se manifesta por tracção ou pancada exercida na espiguetta.

*Especímenes:* Coimbra: Souselas, T. MORAIS!; Fonte da Mãosinha, MOLLER!; Pinhal de Leiria, G. FELGUEIRAS!; Lezíria da Azambuja, R. DA CUNHA!; Vila Franca: Cevadeiro, R. DA CUNHA!; Lisboa: N. S. da Luz «in muris vetustis et ad agrorum margines ex Benfica usque Cintra», WELWITSCH!; Benfica, S. DA SILVA!; Serra de Monsanto, R. DA CUNHA!; Fstoril, P. COUTINHO!; Lavradio, WELWITSCH!; Setúbal: arredores, LUISIER!; Fvora: arredores, P. COUTINHO!; Beja: Coitos, R. DA CUNHA!; Margens do rio Cbança, DR. PALHINHA, NAVEL e MENDES!; Portimão, MOLLER! J. DE SOUSA!

var. *y calvescens* TRAB. et THELL. in Vierteljahrssch. d. Zürich Naturf. Gesellschaft, 56, III (1911) 272, 315;  
*A. sterilis* <\* TRABUT, l. c. (1910) 151, fig. µg.

Glumelas glabras (às vezes com raros pêlos?) apenas com o calo das duas primeiras flores viloso ou birsuto, de pêlos compridos; articulação basilar da espiguetta largamente ovóide \* v. v.

Fst. I, fig. 3 e 4; Est. VI, fig. 30.

Obtida por segregação do híbrido *Avena sativax Xsterilis* adiante descrito, T. MORAIS!

2. **Avena fatua** L. Spec. pl. (1753) 8u; THELLUNG, l. c. (1911) 319, sens. stríct.; WILLH et LANGE, l. c, I (1861) 68; HACKEL, l. c. (1880) 19; J. HENRIQUES, l. c. (1905) 85; P. COUTINHO, Fl. Portugal (1913) 81; G. SAMPAIO, Man. fl. portuguesa, 56.

Panícula piramidal, sub-unilateral ou unilateral recurvada; espiguetas bi-trispérmicas de 15-25 mm. nas glumas, com as flores tôdas aristadas, articuladas, fácil e naturalmente caducas na maturação; aristas geniculadas, negras e torcidas na columela; articulações de tôdas as flores oblíquas a 45.º» ovóides, com um rebordo em forma de ferradura e o calo birsuto-pubescente; glumela inferior da 1.ª flor até 20 mm., áspera superiormente, bidentada, com dentes de menos de 1 mm., por vezes com outros dois mais pequenos só percep-

tíveis à lupa; raquillas terminadas superiormente por urna ponta articular em forma de losango, bírsuto-pubescentes na parte externa, glabras em pequena extensão na base; às vezes, raramente, a que suporta a 3.<sup>a</sup> flor totalmente glabra\*.

Floresce e frutifica: Março a Agosto.

**Ecologia:** Vinhas, campos de cultura, muros, margens dos caminhos e terrenos calcáreos.

**Distribuição:** Norte e Centro do país e ilhas dos Açores.

var.  $\alpha$  **pilosissima** S. F. GRAY, Nat. arr. Brit., tab. II (1821) 131, fide THELLUNG, **1. c.** (1911) 320.

*A. fatua cusin*, Herb. fl. France (Gram.) XXIV (1874) tab. 147; HUSNOT, **1. c.** (1896-99) 39, tab. XIII, 1-2-4; COSTE, Fl. France, III (1906) 591, c. iconog.; ARMSTRONG, Brit. Grasses (1917) 75-76, c. iconog.

Glumelas inferiores da 1.<sup>a</sup> e 2.<sup>a</sup> flores densamente pubescentes até pouco mais da inserção da arista, negras nas espiguetas bem maduras, esverdeadas na extensão de 50 mm. na ponta; pêlos das glumelas e ráquis compridos, até 7 mm., mais densos no calo de cada flor de maneira a formar uma coroa; glumela inferior da 3.<sup>a</sup> flor ordinariamente glabra, às vezes pubescente, e glabra também, algumas vezes, a raquila correspondente. Colmos com nós pubescentes\* v. v.

Est. V, fig. 19 a 21; Est. VI, fig. 27.

**Especímenes:** BUSSACO, LOUREIRO!; Coimbra: Souselas, (abundante) T. MORAIS!; Açores: liba da Graciosa, CARNEIRO, 1002!

var.  $\beta$  **glabrata** PETERM., Fl. d. Bienitz (1841) 13 = *A. intermedia* LINDGREEN, in Lindbl. Bot. Notiser (1841) 151 = *A. fatua*  $\S$  *intermedia* DUCOMMUN, TASCENH. Schweiz. Bot. (1869) 863, fide THELLUNG, **1. c.** (1911) 321.

*A. fatua* L. *intermedia* (LINDG.) HUSNOT, **1. c.** (1896-99) 5-6; J. HENRIQUES, **1. c.** (1905) 85; P. COUTINHO, Fl. Portugal (1913) 81; SAMPAIO, Man. fl. portuguesa, 56.

$\times$  *Avena mutata* SAMP. in Bol. Soc. Brot., VII (1913) 118.

Glumelas inferiores glabras em tôdas as flores (ou com alguns raros pêlos sobretudo junto à inserção da arista?) mas com coroa de pêlos no calo de cada flor bem como no ráquis; pêlos dos calos chegando a 1/5 do comprimento das glumelas que são de côr clara e sensivelmente do mesmo tamanho que em <\*. Colmos com nós glabros \* v. v.

Est. V, fig. 22; Est. VI, fig. 28.

**Especímenes:** Souselas, T. MORAIS!: Lezíria da Azambuja: Alqueidão, R. DA CUNHA!

var. 7 intermedia (LESTIB.) LEJ. et COURT., Cop. fl. Belg., I (1828) 71, non alior, fide THELLUNG, l. c. (1911) 322.

Glumelas mais escassamente pubescentes do que na var. *pilosissima*, com pêlos curtos ordinariamente claros e a coroa de pêlos da base das flores mais curta do que nas duas variedades antecedentes \* v. s.

Est. VI, fig. 25.

**Especímenes:** Vila Franca: Cevadeiro, R. DA CUNHA!

Tenho encontrado desta espécie a variedade *pilosissima* com freqüência ao norte de Coimbra (Souselas) constituindo, por vezes, um elemento apreciável nas forragens de Abril. A sua ocorrência em Portugal não é pois rara como se tem suposto e como o fazem supor os poucos exemplares de *barbário*. A sua semelhança com a *A. barbata* de que se distingue pela falta constante de setas na extremidade das glumelas, deve tê-la feito passar despercebida aos nossos colectores. Floresce muito cedo, em Março, sendo das nossas aveias a que primeiro apresenta espigúelas.

NYMAN, Consp. fl. Europaeae p. 81, pergunta se ela existirá na Lusitânia. Ora existe não só em Portugal como vai indubitavelmente até às ilhas do Atlântico não se podendo dizer dela que seja espécie da Europa setentrional.

Sigo há anos o crescimento e reprodução das duas variedades *pilosissima* e *glabrata* e posso certificar que a desarticulação das flores chegada a maturação se faz espontânea e facilmente; mas se a planta fôr arrancada antes daquele



estado o funcionamento da articulação torna-se difícil ou é mesmo a raquila que se parte quando tentamos fazer a desarticulação. Desta maneira só são valiosas as indicações dêste carácter quando êle fôr observado nas devidas condições. Os exemplares de *berbário*, sobretudo, porque são coibidos antes da maturação para poderem conservar intactas as espiguetas, podem induzir em erro se se não estiver precavido.

O *berbário* da Universidade de Coimbra possui exemplares do Egito da *Avena Wiestii* Steud. (KNEUCKER: Graminae exsiccatae n.º 443), que por ASCHERSON e CRAEBNER Syn. Mitteleurop. Flora, II, 242, é indicada como ocorrendo no sul da França, Maiorca, etc.

Fiz um estudo morfológico comparativo desses exemplares com os que aqui vão mencionados como pertencendo à *A. fatua* e não pude encontrar caracteres de separação bastantes. Como porém a *A. Wiestii* apresenta  $2n=14$  cromosomas e a *A. fatua*  $2n=42$  cromosomas (Bibi. genet. VI, p. 353) procurei fazer a contagem deles em preparações dos vértices vegetativos da raiz nos meus exemplares. Esse exame embora não tenha incidido sobre boas figuras de mitose não me permitindo por isso uma contagem exacta, mostrou-me no entanto com segurança que se não tratava da *A. Wiestii*, pois o número devia andar à roda do que é apontado para a *A. fatua*, e, por razões morfológicas, aceites as citológicas que excluía a *A. Wiestii*, conclui pela identidade da *A. fatua*.

### 3. *Avena byzantina* C. Koch in Linnaea, XXI (1848) 392, fide THEIXUNG.

*A. sterilis* F., sens. ampl., subsp. *byzantina* (KOCH) THEIX. 1. c. (1911) 316-318.

*A. algeriensis* TRABUT. Compt. Rend. Acad. Sc. Paris, CXLIX, 3, (1909) 228 et Bull. Soc. Bot. France, LVI (1909) sess. extraord. (1910) XLIX et Bull. Soc. Hist. Nat. de l'Afrique du Nord, 9 (1910) 151-158, c. iconog., incl. *A. sterilis* var. *y*, 151, fig. h.

*A. sativa* var. 12. *rúbida*, KÖRNICKE in Kōrn. u. Werner

Handb. d. Getreidebaus, I (1885) 207, 214 ex loc. «Algier, Portugal, Unteritalien» fide THELLUNG, l. c. (1911) 317.

*A. byzantina* c. KOCH, in p. COUTINHO, Notas da Flora de Portugal, IV (1918) 4 et, pro parte, Notas Fl. Portugal, II (1915), I (1914), Fl. de Portugal (1913) 81.

*A. sativa* L. var. *lusitanica* SAMP., in Bol. Soc. Brot., VII (1931) 117, pro parte, excl. syn.

*A. sativa* j. HENRIQUES, l. c. (1905) 82.

EXSÍCC. *Avena byzantina* c. KOCH (*A. algeriensis* TRABUT) Herb. VON A. THELLUNG, Zürich, in Herb. Univ. Lisboa.

Planta de colmos robustos. Panícula aberta, mais ou menos piramidal ou subunilateral; espiguetas bi-trispérmicas, não caducas; glumas bastante grandes de 25-35 mm.; glumelas glabras, lisas e lusidias excepto na ponta, de côr ligeiramente avermelhada; base da 1.<sup>a</sup> flor com uma articulação imperfeita, pequena, moderadamente inclinada a + 45.°, não muito côncava, com calo pouco desenvolvido coberto por uma coroa de pêlos raros atingindo 1/3 a 1/4 do comprimento da glumela respectiva; as outras flores, não articuladas, apenas se separando entre si por fractura da raquila; quási sempre tôdas as flores aristadas, com arista até 35 mm. na flor inferior; aristas finas e frágeis, muito pouco torcidas, flexuosas, não negras ou ligeiramente anegradadas inferiormente, nunca geniculadas e sem columela distinta. Pela acção da debulha as espiguetas separam-se do pedúnculo devido ao funcionamento da articulação basilar e tôdas as sementes se conservam geralmente presas entre si, ou se separam umas das outras mas por fractura das respectivas raquillas \* v. v.

Est. II, fig. 7 a 10; Est. VII, fig. 23.

Floresce e frutifica: Maio a Julho.

**Ecologia:** Geralmente cultivada.

**Distribuição:** Centro e Sul do país.

**Especímenes:** Estarreja, MENDONÇA!; Bussaco: Monte Redondo, T. MORAIS!; Coimbra: Souselas, T. MORAIS! Ferreira do Zêzere, T. ROSA!; Serra da Arrábida: Picheleiro, DR. PALHINHA e MENDES!; Algarve: Faro e Estoril, MENDONÇA!

Parece que a primeira menção desta espécie em Portugal é a de KÖRNICKE como *A. sativa* var. *rúbida* em 1885 conforme foi indicado. Os botânicos portugueses não a mencionaram porém até à publicação da Flora de Portugal (1913) e Notas da Flora de Portugal I (1914) do Sr. Prof. PEREIRA COUTINHO onde no entanto aparece confundida com a *A. sativa* fazendo-se a redução de tôdas as formas desta àquela, o inverso sucedendo no trabalho do Sr. Prof. GONÇALO SAMPAIO no Bol. da Soc. Brot. (1931) em que se referem tôdas as formas da *A. byzantina* à *A. sativa*.

De facto as duas espécies distinguem-se perfeitamente por caracteres valiosos pela sua constância e rigorosa transmissão hereditária, os quais são, principalmente, os que provêm do processo das articulações florais e os da posse e morfologia das aristas.

As suas aptidões fisiológicas e nosologia são também divertas e até sob o ponto de vista filogenético se consideram afastadas uma da outra, dando-lhes origens diversss, segundo é geralmente admitido. Foram as observações de TRABUT que, sobretudo, concorreram para o perfeito conhecimento que hoje se possui dos caracteres diferenciais das duas espécies, o que êle sintetizou dando à espécie aqui descrita como *A. byzantina* o binome de *A. algeriensis*.

THEÛNG, depois, pelo exame de exemplares autênticos da *A. byzantina* de KOCH [l. c, (1911) 316] provenientes do herbário de Berlim, concluiu pela identidade entre a *A. algeriensis* e a *A. byzantina*, binome êste que deve ser usado.

Foi, por consequência, somente após os estudos daqueles dois botânicos, o primeiro reconhecendo na Natureza e definindo com rigor a individualidade das formas de *A. sativa* e *A. algeriensis*, o segundo estabelecendo, da melhor forma, a sinonímia *A. algeriensis* = *A. byzantina*, que o binome *A. byzantina* se generalizou aplicado às formas que acima descrevemos como tais e que não é lícito hoje confundir com as da *A. sativa*. Alguns geneticistas americanos tem ainda recentemente, é certo, denominado *A. sterilis culta* o que neste trabalho se apresenta como *A. byzantina*, mas, em todo caso, sem confusão possível com a *A. sativa* tal como vai definida mais adiante.

Certamente antes destas investigações outro significado se deu ao binome de KOCH:

LEDOUR, Fl. Rossica, IV (1853) 412: *A. byzantina* = *A. hybrida* PETERM. COSSON, Expl. de l'Algérie, II (1854) 113: *A. byzantina* = *A. fatua* var. *glabrescens*. TRABUT, Bul. Soc. Hist. Not. etc. (1910) 158: *A. byzantina* = *A. fatua* var. *glabrescens* COSSON. BOISSIER, Fl. Orientalis, V (1884) 544: *A. byzantina* = *A. fatua glabrescens* COSSON etc.

Pode por consequência afirmar-se que a *A. byzantina* c. KOCH existe em Portugal largamente espalhada pelo menos no centro e sul e pelas minhas observações, em particular, posso certificar que é bastante cultivada nos arredores de Coimbra, ao norte, sobretudo em mistura com a *A. sativa*, sendo tudo conhecido vulgarmente pelo nome de *Aveão* em contraposição à *A. strigosa* que denominam simplesmente *Aveia*. Igualmente pude averiguar, pela memória dos vivos, que, por exemplo, em Souselas, pequena povoação ao norte de Coimbra, a antiga cultura era a de *A. strigosa*, tendo a introdução do *Aveão* bá coisa de 50 anos, feito diminuir pouco a pouco a cultura daquela em proveito da das *A. sativa* e *A. byzantina*.

4. *Avena sativa* L., Spec. pl. (1783) 79; CUSIN, 1. c. XXIV (1874) tab. 142; DUTHIE, Fodder Grasses (1888) tab. F; FXORI et PAOL., Fl. Ital., I (1895) 74, c. iconog.; HUSNOT, 1. c. (1896-99) 38, tab. XIII; COSTE, 1. c. (1906) 591, c. iconog.; TRABUT, Bul. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord, 9 (1910) 155, c. iconog.

*A. fatua subuniflora* TRAB. idem, 158-159, fig. 3-4.

*A. fatua* L. sens. ampl., subsp. *sativa* (L.) THEIX., 1. c. (1911) 325.

*A. agraria mutica* BROU., 1. c. (1803) 106.

*A. sativa* L., HACKEL, 1. c. (1880) 19; j. HENRIQUES, 1. c. (1905) 82; p. COUTINHO, Fl. Portugal (1913) 81, Notas da fl. Portugal, I (1914) 6, II (1915) 3, IV (1918) 4, VII (1930) 3; SAMPAIO, Man. fl. portuguesa, 56.

*A. sativa* var. *mutica* ALEF et pro parte var. *lusitanica* SAMP. in Bol. Soc. Brot., VII (1931) 117.

Exsicc. Fl. selecta exsicc, CH. MAGNIER, 724!; Jard. Kew,

iti Herb. Univ. Lisboa!; LOSCOS in Herb. WILLHOMM Univ. Coimbra!

Planta de colmos robustos e fôlhas largas. Panícula aberta ou contraída, direita, perfeitamente piramidal ou unilateral (*A. orientalis*); espiguetas 1-2-trispérmicas não caducas; glumas de 12-35 mm.; glumelas glabras lisas e lusidias, ásperas na ponta, menos afiladas do que na *A. byzantina*, amarelas, acinzentadas ou negras; **tôdas** as flores com articulação imperfeita e pequena superfície articular, ligeiramente oblíqua ao eixo da flor na base da espiguetta, perpendicular nas outras flores; espiguetta com um anel de escassos e curtos pêlos na base, ordinariamente mais curtos do que na *A. byzantina*; ráquis glabro; só a flor inferior aristada, com arista geniculada, de columela negra e torcida, ou sem Joelbo, nem columela, nem côr preta, mas jamais as outras flores aristadas, às vezes **tôdas** múticas.

Pela acção mecânica da debulba as sementes separam-se entre si e do pedúnculo da espiguetta pelo funcionamento das respectivas pseudo-articulações \* v. v.

Est. III, fig. 11 a 14.

Floresce e frutifica: Maio a Julho.

**Ecologia:** Cultivada.

**Distribuição:** Quási todo o país, sobretudo Centro e Sul.

**Especímenes:** Margens do Tejo: Malpica e Vila Velha, R. DA CUNHA!; Évora, P. COUTINHO!; Alentejo: entre Reguengos e o Guadiana, DR. PALHINHA e MENDES! in Herb. Univ. Lisboa sub *A. byzantina* c. KOCH.

Traz-os-Montes: Arogoselo, P. COUTINHO (Notas fl. Portugal VII); Estarreja, MENDONÇA!; Bussaco: Monte Redondo, T. MORAIS!; Coimbra: Souselas, T. MORAIS! Cruz de Celas, F. SOUSA! Choupal, MOLLER!; Figueira da Foz, F. SOUSA!; Pinhal do Urso: campos marginaes, MENDONÇA!; Serra de Monsanto, R. DA CUNHA!; Cazevel, MOLLER!; Portalegre, MOLLER!; Alentejo: Redondo, P. SIMÕES!; Algarve: Estoi, MENDONÇA!

Alternativamente admitida e negada pelos botânicos portugueses a existência desta espécie em Portugal, foi ultimamente considerada, como rara, na província de Traz-os-

-Montes pelos nossos dois grandes botânicos senhores professores PEREIRA, COUTINHO e GONÇALO SAMPAIO [respectivamente, «Notas da flora de Portugal, VII (1930) 3 e Bol. Soc. Brot., VII (1931) 117].

Apresentada primeiramente como *A. agraria mutica* BROT. (Fl. Lusitânica) depois como *A. byzantina* c. КОСН (p. COUTINHO, Notas da fl. de Portugal, I-II) a sua distinção é no entanto necessário fazer-se com rigor até sob o ponto de vista do interesse agrícola, visto como a *A. byzantina* e a *A. sativa* se comportam diferentemente perante vários factores edáficos e climáticos. A primeira, mais resistente à secura segundo o testemunho dos autores e, parece, suportando mesmo uma certa salinidade do solo, é provavelmente a que sobretudo convém ao nosso Alentejo onde mais se cultiva a Aveia.

A definição das suas variedades culturais que entre nós vivem é trabalho que esperamos realizar e ao qual nos vamos aplicar. F tanto a *A. sativa* apresenta, em regiões onde já foi cuidadosamente estudada como na América e Rússia, grande número de variedades culturais, assim a *A. byzantina* se mostra relativamente constante, tendo fornecido pequeno número de variedades até hoje.

E possível reconhecer entre nós qualquer variedade botânica caracterizada pelo maior tamanho das espiguetas? Pela simples observação de populações não seleccionadas penso que não, visto que se encontram valores no comprimento das espiguetas insensível e gradualmente crescentes desde as mais pequenas de 12 mm. até às maiores de 35 mm. E em todo o caso não são exclusivas de Portugal as formas de grandes glumas. Nos exemplares existentes no herbário da Universidade de Coimbra, provenientes de diversos pontos da Europa, encontram-se espiguetas cujas dimensões são: 28-20-25-23-27-22-21-24 mm. etc.

A *A. byzantina* apresenta como a *A. sativa* grandes glumas, mas não sofre uma tão extensa variação nas suas dimensões, faltando entre ela as formas de espiguetas mais pequenas.

Parece-nos que não será de todo descabida a apresentação, lado alado, de curtas diagnoses diferenciais das duas espécies.

*A. sativa*

Todas as flores da espiguetta com pseudo-articulação quasi perpendicular ao eixo;

raquila entre o primeiro e segundo fruto desarticulando-se durante a debulha na base do 2º fruto, ficando portanto presa ao fruto inferior como um apêndice ascendente;

arista quasi sempre negra, geniculada e torcida na columela (às vezes nula) presente só na flor inferior;

base da flor inferior mais geralmente com um fascículo de pêlos mais ou menos compridos.

*A. byzantina*

Só a flor inferior da espiguetta com pseudo-articulação oblíqua;

raquila entre o primeiro e segundo fruto quebrando-se na debulha pela parte inferior, ficando portanto presa ao fruío superior como um apêndice descendente;

aristas mais ou menos verdes e não torcidas nem geniculadas, flexuosas, frágeis, existentes em **tôdas** as flores, raras vezes existindo apenas na inferior (totalmente ausentes numa variedade americana);

base da flor inferior com um fascículo de pêlos ordinariamente atingindo em comprimento metade da glumela.

A prova de desarticulação do 2º fruto da *A. sativa* faz-se muito simplesmente puxando na direcção do ráquis pelos frutos da espiguetta (1).

5. *Avena íatna* X *sterilis* Florei, Inheritance of type of floret separation and other characters in interspecific crosses in oats in Journ. of Agricult. Research 43, 4 (1931) **PI. 1**, fig. **B-E-H** et **PI. 5**, fig. **B**.

(1) Ag figuras publicadas pelo Sr. S. Vasconcelos nos Seus «Elementos para o estudo da classificação das Aveias (1930)» reproduzem fielmente a morfologia das duas espécies *A. sativa* t *A. byzantina*.

*A. Ludoviciana* DUR. in Act. Soc. Linn. Bordeaux, XX (1855) 37-47.

*A. sterilis* var. p. *minor coss.* et DUR., Expl. sc. Algérie, Botanique (1854-97) 109.

*A. sterilis* var. *Ludoviciana* HUSNOT, l. c. (1896-99) 39.

*A. sterilis micrantha* TRAB., l. c. (1910) 151, fig. d.

*A. sterilis* subsp. *Ludoviciana* (DUR.) GILL. et MAGN. var.  $\beta$  *psilathera* THEIX., l. c. (1911) 313-314 [excl. var. *êlabrescens* DUR.].

*Avena Ludoviciana* DUR., WILLH et LANGE, l. c. (1861) 67; J. HENRIQUES, l. c. (1905) 84; p. COUTINHO, Fl. Portugal (1913) 81.

*A. sterilis* raç. *Ludoviciana* DUR., SAMPAIO, Man. fl. portuguesa, 56.

EXSICC. SCHULTZ. Herb. normale Cent. 4, 386 (1855) Dec. et rec. DURIEU de MAISONNEUVE in Herb. Univ. Lisboa et Herb. WILKOMM in Univ. Coimbra sub *A. Ludoviciana* DUR.

F êste híbrido muito semelbante à *Avena sterilis* var. *scabriuscula* de que se distingue só pelas espiguetas mais pequenas de aproximadamente 25 mm., pelas aristas não tão robustas, pelos pêlos das glumelas mais curtos e mais raros do que na *A. sterilis* vars. *máxima* e *scabriuscula* e porque a articulação das espiguetas é nitidamente intermediária na forma e na inclinação entre a da *A. sterilis* e a da *A. fatua*, sendo porém certo que morfológicamente é muito difícil de distinguir entre êste híbrido e algumas formas da *A. sterilis* \* v. s.

Est. I, fig. 5 e 6; Est. VI, fig. 26.

**Observação:** Não me tendo sido possível identificar com segurança os poucos exemplares que nos herbários das Universidades de Coimbra e Lisboa figuram com êste nome, nenhuma indicação faço relativamente ao aparecimento ou distribuição d'êste híbrido em Portugal.

Creemos que é a primeira vez que se apresenta a *A. Ludoviciana* DUR. como de origem bíbrida e constituição heterozigótica. O facto exige por conseqüência justificação precisa e sinonímia rigorosa. O estabelecimento desta ficou feito acima com o nosso melhor cuidado; a justificação



vamos fazê-la agora, assim como apresentar algumas observações críticas a propósito da morfologia do híbrido.

As experiências de hibridação entre a *A. sterilis* e a *A. fatua* deram origem a um produto que nos parece, sob o ponto de vista morfológico, rigorosamente igual à referida *A. Ludoviciana* excepto no character de cariopse aguçada em bico que os autores mencionam na *A. Ludoviciana*, de que nada sabemos nós no híbrido artificial e que também não conseguimos, é verdade, observar nos exemplares autênticos que possuímos.

A parte isto, as gravuras que indicamos de FLOREIX são convincentes. Nada no exame dos exemplares de exsiccata referidos se nos afigura afastar-se do que nos é dado observar naquelas gravuras e vários outros factos parecem indicar a verdade daquela concepção.

Assim: é muito curiosa a observação que a propósito da sua variedade *minor* fazem COSSON et DURIEU, l. c, e que transcrevo: «Pelo porte esta variedade aproxima-se muito da *A. fatua* de que se distingue facilmente pelas flores superiores não articuladas e pelo pedículo da flor estéril glabro». Ora pelo porte a *A. sterilis* é bastante diferente da *A. fatua*; a glabricidade da 3.ª flor (flor estéril da descrição) é que não é facto exclusivo da *A. Ludoviciana* em comparação com a *A. fatua* pois se encontra às vezes, ainda que raramente, na *A. fatua* e é normal na *A. sterilis*.

6. *Avena sativa* >>< *sterilis* MOR.; Cf. FLOREIX, l. c. (1931) 374 et PI. 2, PI. 5 fig. E, fig. 1 pág. 373.

*A. fatua* L. sens. ampl., subs. *sativa* (L.) THEIX., forma vel varietas *subpilosa* THEIX. in Berv. Schweiz. Bot. Gas. XXVII/XXIX (1920) 172.

Similis *Avenae sativae* L. sed differt palea inferiore primae floris parce villosa et pseudo-articulo spiculae obliquiore \* v. v.

Est. IV, fig. 15-18.

Floresce e frutifica: como a *A. sativa*.

**Ecologia:** Nas searas, aqui e ali.

**Distribuição:** Com a *A. sativa* por todo o país?

**Especímenes:** Coimbra: Souselas, T. MORAIS!

Quando o trabalho de FLORELL chegou às minhas mãos tinha eu já obtido a segregação **dêste** híbrido natural e reconhecido assim a sua verdadeira natureza. O estudo desse caso será feito num outro trabalho a publicar. No entanto quero já acentuar que há uma importante diferença entre o híbrido que eu encontrei e a que me refiro, o qual possui na base do segundo fruto uma pseudo-articulação que funciona exactamente como a da *A. sativa*, e o híbrido que artificialmente FLORELL conseguiu em que o segundo fruto apenas se separa por fractura da respectiva raquila, tal como sucede na *A. sterilis* (FLORELL, l. c, pl. 5, fig. E.)

O que o agrónomo e professor auxiliar do Instituto Superior de Agronomia de Lisboa Sr. A. Vasconcelos menciona como *Avena grandiglumis* var. *hirsuta* (?) nos seus «Elementos para o estudo da classificação das Aveias, (1930)» é certamente êste híbrido.

Há porém um facto que as minhas culturas me permitiram já verificar e cuja discussão não cabe neste lugar, devendo-se-lhe porém uma breve referência: é que as formas heterozigóticas se estabilizam, pelo menos relativamente, depois de, em gerações anteriores, terem mendelizado numa forma regular; assim me sucedeu com êste mesmo híbrido o qual havendo mendelizado na segunda geração se manteve constante na terceira, como igualmente não mendelizaram várias plantas com o mesmo fenótipo provenientes de sementes encontradas e colhidas nas searas. Identicamente procurando obter a disjunção do híbrido *A. Zarea x sativa* com sementes colhidas no campo encontrei-me na presença de formas estabilizadas. Que não sirva pois êste facto de negação à sua origem.

**7. *Avena fatua*  $\times$  *C sativa* ASCH. et CRAEBN., Syn. Mittel. FL, II, 1, 243 (1902).**

*Avena fatua* L. var. *transiens* HAUSSKN., Über die Abstam. des Saathabers in Mitheil. des Botan. Vereins f. Gesarmthüringen, III, 238, fig. IV et V (1885) fide THELLUNG, l. c. (1911) 324.

**Exsicc.** DÖRFLER, Herb. normale n.º 3387 leg. HAUSSKNECHT (1895)! KNEUCKER, Graminae exsiccatae XII, Lieferung (1903) n.º 333, leg. WOLF, sub *Avena fatua* L.

Panícula piramidal, direita, firme como na *A. sativa*; espiguetas geralmente bifloras, pequenas, uniarístadas na flor inferior; arista geniculada com columela negra e torcida ou apenas flexuosa e não negra; glumas até 32 mm.; glumelas até 26 mm., negras como na *A. fatua* var. *pilosissima*; glumela inferior da 1.ª flor mais ou menos pubescente desde a base até à inserção da arista, as outras glabras; articulação da base das espiguetas imperfeita e pequena como na *A. sativa*, só um pouco mais oblíqua e um pouco mais fácil, sem que no entanto as espiguetas se tornem expontâneamente caducas na maturação; a 2.ª flor com articulação rudimentar e processo de separação inteiramente como na *A. sativa*. Plantas jovens com as bainhas das fôlhas densamente pubescentes e o limbo ciliado, pelo menos na variedade «\*».

Floresce e frutifica: Maio a Junho.

**Ecologia:** Incultos e searas.

**Distribuição:** Centro do País.

var. « **transiens** (HAUSSKN.) MOR.

Espiguetas geralmente bispérmicas, glumelas até 15 mm.; pêlos do calo da base da espiguetta compridos, até 4 mm.; pubescência da glumela inferior da primeira flor abundante; arista geniculada com columela negra e torcida \* v. v.

Est. V, fig. 32-33; Est. VII, fig. 31.

**Especímenes:** Coimbra: espontânea no Jardim Botânico, T. MORAIS!

var. **S major MOR.**, n. v. (1).

Espiguetas geralmente trispérmicas; glumelas maiores, até 26 mm.; pêlos do calo da base da espiguetta mais curtos, até 2 mm.; pubescência da glumela inferior da primeira flor mais ténue, mais mole e menos abundante do que em «; aristas flexuosas e não negras \* v. s.

**Especímenes:** Coimbra: Sete Fontes, F. SOUSA!

As diferenças morfológicas entre os exemplares do

(1) Differt praecedenti spiculis majoribus plerunque trispermatibus glumellis usque 36 mm. longis, aristis flexuosis, pilibus coronae calli minoribus usque 2 mm.

Jardim Botânico e os de Sete Fontes levaram-nos a distinguir estas duas variedades, resultado, certamente, da própria diferenciação varietal de um dos pais, a *A. sativa*, que fornece os caracteres dominantes.

A comparação dos nossos exemplares com o exemplar autêntico do próprio HAUSSKNECHT acima indicado torna esta determinação muito segura. Apenas se afastam daquele os nossos exemplares do Jardim Botânico em possuírem espiguetas um pouco menores e pubescência mais regular, um pouco mais abundante e com pêlos mais compridos.

O exemplar de WOLF, se apresenta pubescência idêntica àqueles, mostra por outro lado irregularidade no número de flores que vão até três e nas aristas, que, umas vezes, se apresentam não geniculadas, não torcidas nem anegradadas inferiormente, e outras faltam completamente.

#### 8. *Avena byzantina* > *X sterilis* MOR., n. b.

*A. sterilis* L., sens. ampl., subsp. *byzantina* (KOSCH.) THELL., var. vel f. *induta* THELL., Die tlbergansformen vom Wildbafertypus (*Avenae* agrestes) zum Saatbafertypus (*Avenae sativae*) in Rec. des Trav. bot. néerlandais XXV (1928) 431.

Similis *Avenae byzantinae* KOSCH differt palea inferiore primae floris parce villosa \* v. s.

Esta forma está para a *A. byzantina* descrita (pág. 56-62, Fst. II, fig. 7-10) como a *A. sativa X sterilis* MOR. (pág. 67-68, Fst. IV, fig. 15-18) está para a *A. sativa* L. (pág. 62-63, Est. III, fig. 11-14).

Floresce e frutifica: Como a *A. byzantina*.

Ecologia: Searas.

**Distribuição:** Centro do País e outros pontos (Vasconcelos, onde?)

**Especímenes:** Coimbra: Gorgolão, F. SOUSA!

Só quando êste trabalho estava quasi composto e impresso me chegaram ao conhecimento algumas panículas dêste híbrido trazidas pelo conservador do Instituto, Francisco de Sousa. Vai por isso esta notícia desacompanhada de gravuras, sendo porém as comparações acima

indicadas perfeitamente esclarecedoras da sua morfologia. A presunção **dêste** híbrido funda-se em razões de paralelismo com o comportamento da espécie no cruzamento com outras como *A. fatua*, por um lado, e no da *A. sterilis* com o da *A. sativa*, por exemplo, por outro lado; duma maneira geral, na genética do grupo.

Não tenho noticia neste momento da menção dele ocorrendo natural ou experimentalmente. O Sr. Lng. Agrónomo J. Vasconcelos refere a existência desta forma em Portugal no seu trabalho «Acerca da classificação das Aveias» (1935) 40, denominando-a *Avena byzantina* с. кочн. var. *piloso-rubida*.

\* \* \*

De quási tôdas as formas descritas possuo a experiência do seu comportamento ecológico e hereditário; submeto-me porém à autoridade dos autores na distinção entre *A. sterilis* var. \* *máxima* e *A. sterilis* var. (**5** *scabriuscula* e na concepção da *A. fatua*, var. y *intermedia*. Nada sei do comportamento desta; no entanto levado pelo que conheço da *A. barbata* Pot. onde formas que estão para o tipo da *A. barbata*, quer dizer, apoucadas na pubescencia das glumelas (comprimento e densidade dos pêlos) e nas dimensões das espiguetas, como a *A. fatua* var. y *intermedia* está para a *A. fatua* var. « *pilosissima* se me revelaram como formas ecológicas produto de um solo pobre, poderia pensar-se também a *A. fatua* var. y *intermedia* não tem individualidade genotípica.

Denominei como **especie** o que geralmente, nos últimos tempos, é considerado pelos autores como subespécies de espécies amplamente concebidas. Que elas são no entanto bem espécies líneanas pela morfologia mostra-o até o facto de terem sido assim delimitadas e descritas pelo próprio Lineu; que, por considerações de ordem genética, sobretudo as relativas à simplicidade numérica das diferenças factoriais entre umas e outras, devam antes ser relegadas para grupos subordinados à espécie, é assunto que não vamos agora aqui discutir, e que para o nosso fim se nos afigura de importância secundária.

## RÉSUMÉ

Nous avons décrit:

*Avena sterilis* L. variétés « *maxima* (PEREZ LARA) THEIX.,  
 β. *scabriuscula* (PEREZ LARA) THELL., et γ *calvescens* TRAB.  
 et THELL.

*Avena fatuax sterilis*

*Avena byzantina* KOCH.

*Avena fatua* L. variétés α *pilosissima* S. F. GRAY, ♂  
*glabrata* PETERM. et γ *intermedia* (LESTIB.) LEJEUNE et COURTOIS.

*Avena sativa* L.

*Avena fatua* x *sativa* ASCH. et GRAEBN. (= *A. iatua* var.  
*transiens* HAUSSKN.) variétés « *transiens* (HAUSSKN.) MOR. et  
 β *major* MOR.

*Avena sativaxsterilis* MOR.

De ces espèces ou variétés sont indiquées pour la première fois au Portugal les suivantes:

*Avena sterilis* var. γ *calvescens* et *Avena fatua* x *sativa*.

Nous avons reconnu, le premier, supposons nous, les hybrides naturels *Avena sativa* x *sterilis* duquel nous avons suivi la descendance et obtenu la ségrégation attendue (nous en parlerons dans un autre travail) et *Avena byzantina* X *sterilis*;

Nous avons établi aussi l'origine hybride de l'ancienne *Avena Ludoviciana* Dur. comme étant *Avena iatua* x *sterilis*. Pour cela nous avons des exemplaires authentiques de l'*Avena Ludoviciana* et l'étude citée sur l'hybridation artificielle des Avoines, de FLORELL;

Nous croyons avoir établi rigoureusement l'existence au Portugal de l'*Avena byzantina* et de l'*Avena sativa*, toutes les deux largement cultivées au Portugal du Nord au Sud, et dont nous avons donné les caractères différents;

Nous avons vérifié l'abondance de l'*Avena fatua* au Portugal;

Nous avons aussi vérifié l'équivalence phénotypique des *Fatuoides* (selon Stanton) des généticiens à *Avena fatua* L. var. β *él&brata* PETERM. et des *Steriloides* à *Avena sterilis* L. var. γ *calvescens* TRAB. et THELL. (Voyez explic. des est. V et I).

# ESTAMPAS

FOTOGRAFIAS do autor obtidas à luz natural: as das Est. I, V e VI em filme *Perutz* e *Leica* equipada com objectiva de 5 cm. de foco; as das Est. II, III, IV e VII em chapas *Perutz*, com objectiva *Zeiss* de 15 cm. de foco.

Este trabalho constitue a primeira parte duma dissertação para doutoramento em Ciências Biológicas a realizar na Universidade de Coimbra.

## ESTAMPA I

Ampliações X 8

### *Avena sterilis* L. var. $\beta$ *scabriuscula* (Perez-Lara) Thell.

Fig. 1— Perfil da base da espiguetta.

Observe-se a inclinação da superfície articular relativamente ao eixo da espiguetta, a pubescência e as dimensões dos pêlos do calo e a pubescência da glumela inferior.

Fig. 2— Base da espiguetta vista pelo lado da articulação com o pedículo.

Observe-se a forma da superfície articular e a pubescência da raquila da 3.ª flor.

Esclarece-se todavia que na fotografia esta elipse articular é um pouco mais contraída no seu diâmetro transversal de que o comum.

### *Avena sterilis* L. var. $f$ *calvescens* Trab. et Thell.

Fig. 3— Perfil da base da espiguetta.

Observem-se os caracteres da articulação e da pubescência do calo como na fig. 1 e a alabridade da glumela inferior.

Fig. 4 — Base da espiguetta nas condições da fig. 2.

Devem incluir-se nesta variedade as *Steriloides* dos geneticistas.

### *Avena fatua* X *sterilis* Florei

Fig. 5— Perfil da base da espiguetta.

Observe-se como na fig. 1. Não se vêem aqui por causa da sombra os pêlos da glumela inferior, que no entanto existem.

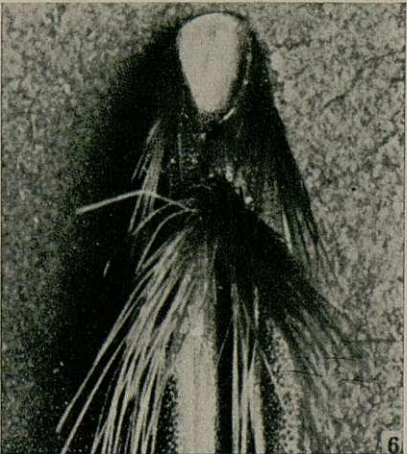
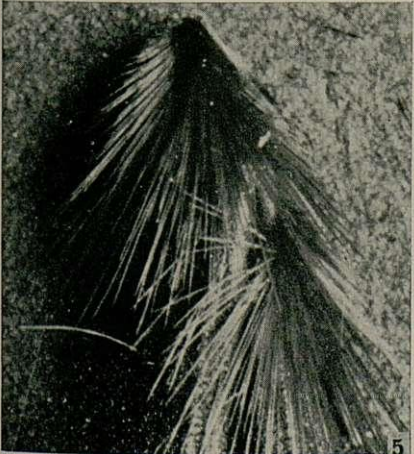
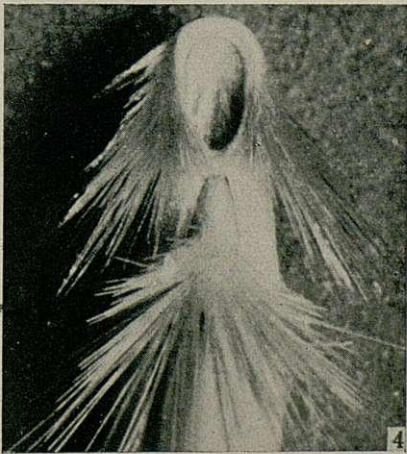
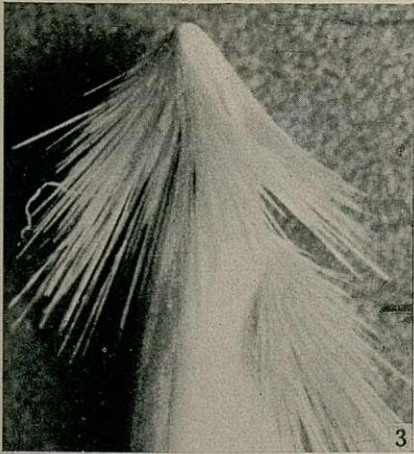
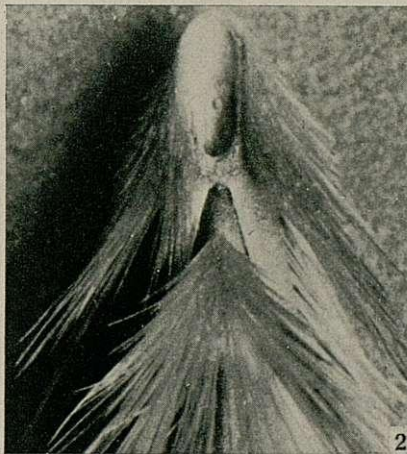
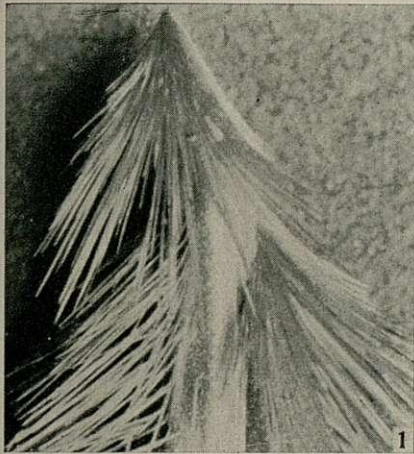
Note-se a inclinação da superfície articular em relação ao eixo do fruto, intermédia entre a das figs. 1 e 3 por um lado e a da fig. 21, est. V, por outro.

Fig. 6 — Base da espiguetta como na fig. 4.

Observe-se como nas figs. 2 e 4 e atente-se na forma da articulação intermédia entre a das figs. 2 e 4 por um lado e 19 e 20, est. V, por outro.

Repare-se também nas pontuações que apresentam as glumelas, coisa que se não vê nas figs. 1 e 4, mas se reconhece claramente nas figs. 19 e 21 da est. V.









E S T A M P A   I I

Ampliação X 5,5

*Avena byzantina* Koch

Fia. 7. —Espigueta desarticulada.

Notem-se as aristas flexuosas das duas flores inferiores, os raros mas compridos pêlos do calo e a inclinação da superfície articular.

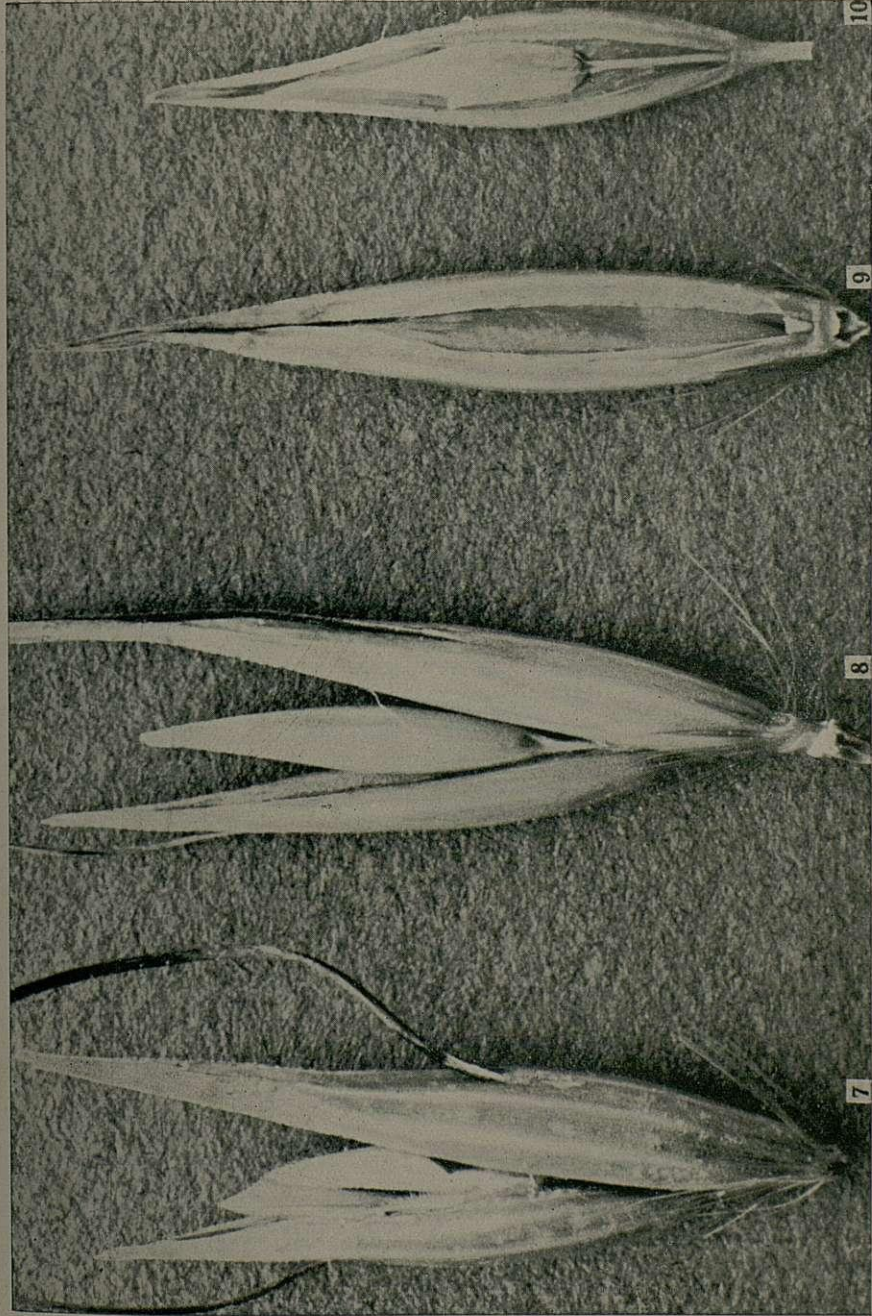
Fig. 8—Espigueta com seu pedículo.

Fig. 9 —Fruto inferior da espigueta visto pela face voltada para o ráquis.

Observe-se a forma da pseudo-articulação e os restos da raquila do 2.º fruto que foi fracturada.

Fig. 10 — O 2.º fruto e a 3.ª flor estéril.

Verifique-se que a raquila do 2.º fruto fica presa à respectiva cariópse envolucrada como um apêndice descendente.







ESTAMPA III

Ampliação X 5,5

*Avena sativa* L.

**Fig. 11—Fspigueta meio desarticulada.**

Observe-se a única arista na flor inferior com a columela negra, torcida e direita.

Compare-se, na forma dos frutos involucrados e sua disposição na espigueta, com as figs. 7 e 8, est. II.

Não se notam os pêlos do calo que todavia se vêem bem nas figs. seguintes.

**Fig. 12—Fspigueta desarticulada.**

Repare-se na pequena inclinação da superfície articular, quási a 90°.

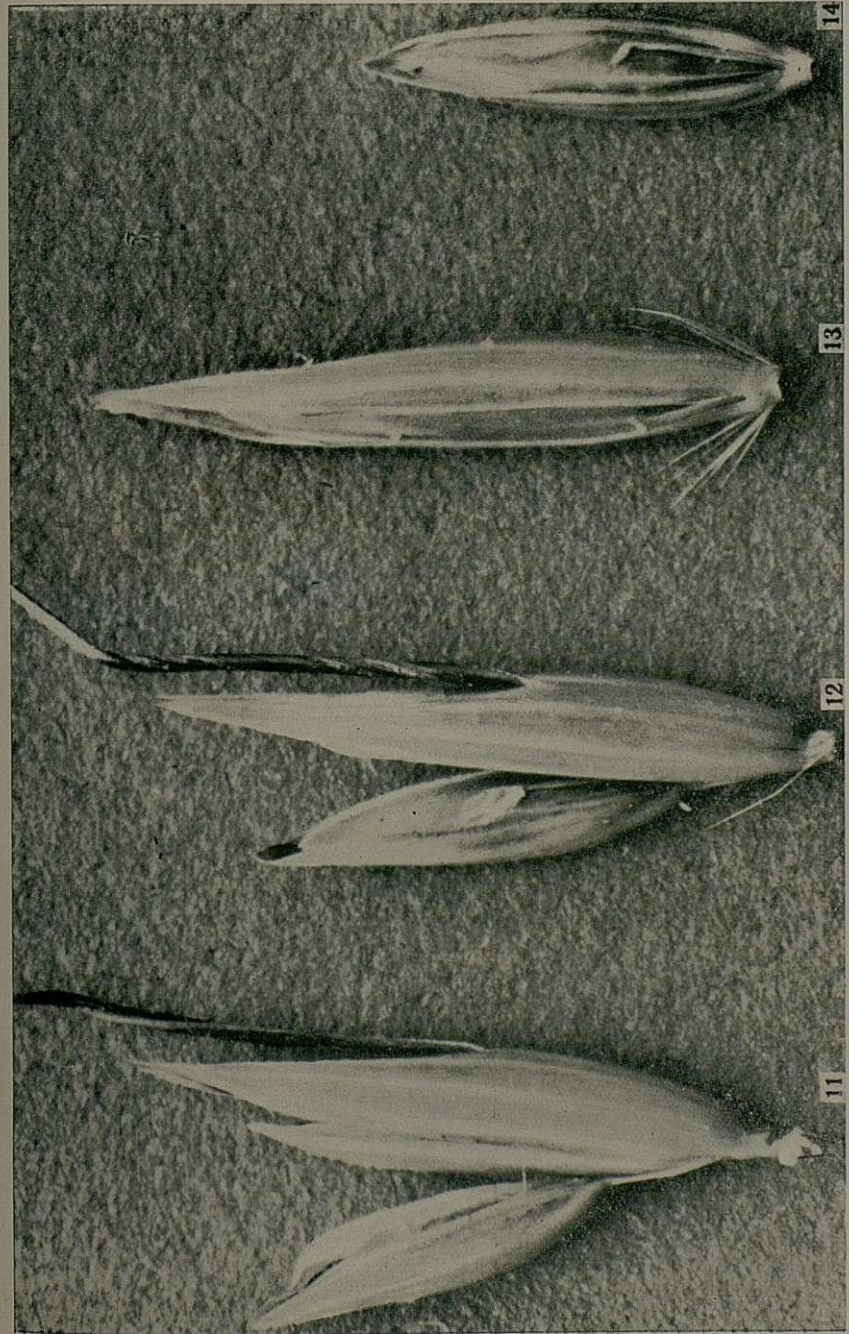
**Fig. 13—Fruto inferior da espigueta visto pela face voltada para o ráquis.**

Observem-se os pêlos do calo, a raquila do 2.º fruto, que pelo funcionamento da respectiva pseudo-articulação ficou presa ao fruto inferior, bem como o aspecto da superfície articular.

**Fig. 14.—O 2.º fruto visto pela face voltada para o ráquis.**

Observe-se o lugar onde se produziu a desarticulação, na base do fruto involucrado. Comparem-se, especialmente, as figs. 13 e 14 com as correspondentes 9 e 10 da est. II.









ESTAMPA IV

Ampliação X3,7

*Avena sativa* > *X sterilis* Mor.

g

Fig. — Espigueta envolvida pela glumas.

Fig. 16 — Espigueta nua mas articulada com o pedículo.

Notem-se os caracteres da arista como na *Avena sativa* L., a pubescencia da glumela inferior da 1.ª flor e a do calo.

Fig. 17 — Fruto inferior visto pela face voltada para o raquis.

Observem-se os processos de articulação dos 1.º e 2.º frutos, semelhantes aos correspondentes da *Avena sativa* L.

Fig. 18 — O 2.º fruto visto como na figura anterior.







## ESTAMPA V

### Ampliações X 8

#### *Avena faina* L. var. *a pilosissima* S. F. Gray

Fig. 19 e 20—Respectivamente, 1.º e 2.º frutos vistos pelo lado do ráquis.

Fig. 21—O 1.º fruto visto de lado para mostrar a inclinação da superfície articular da base relativamente ao eixo do fruto.

#### *Avena fatua* L. var. *B glabrata* Peterm.

Fig. 22 — O 1.º fruto visto de lado.

Observe-se a coroa de pêlos do calo e a glabridade da glumela.

Atente-se no paralelismo entre esta figura e a fig. 3 da est. I.

Cabem nesta variedade as «*Fatuoides*» dos geneticistas. Cf. Santon, Coffman and Wiebe, *Fatuoid or false wild forms in Fulgum and other vots varieties, The Journ. of Hered.*, vol. XVII, n.º 5, pág. 158 (1926).

#### *Avena fatua* X *sativa* Asch. et Graebn. var. *a transiens* (Hauskn.) Mor.

Fig. 32 — Base da espiguetta despida das glumas.

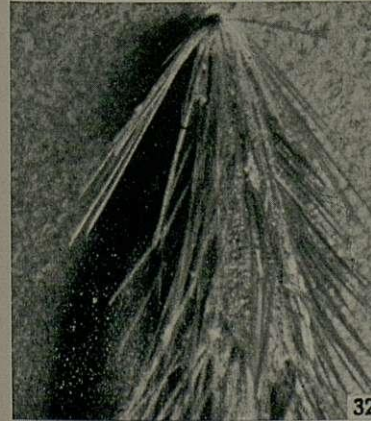
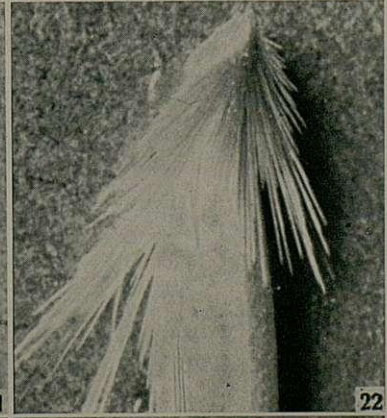
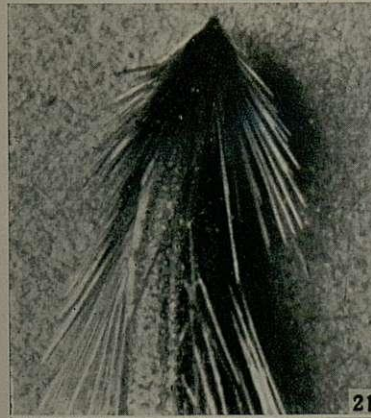
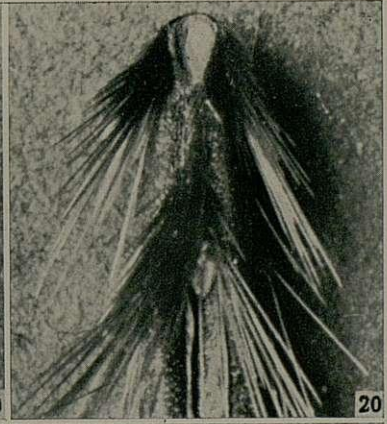
Note-se a pubescência da glumela inferior do 1.º fruto e a do calo bem como a glabridade do 2.º fruto (à esquerda).

Fig. 33—O 1.º fruto visto pela face voltada para o ráquis.

Observe-se a superfície de articulação da base da espiguetta intermediária na inclinação entre a da fig. 9 da est. II e a da fig. 13 da est. III e a raquila do 2.º fruto que ficou presa ao 1.º fruto como na fig. 13 da est. III.

Note-se que as espiguetas representadas na fig. 31 da Est. VII são também desta mesma variedade.







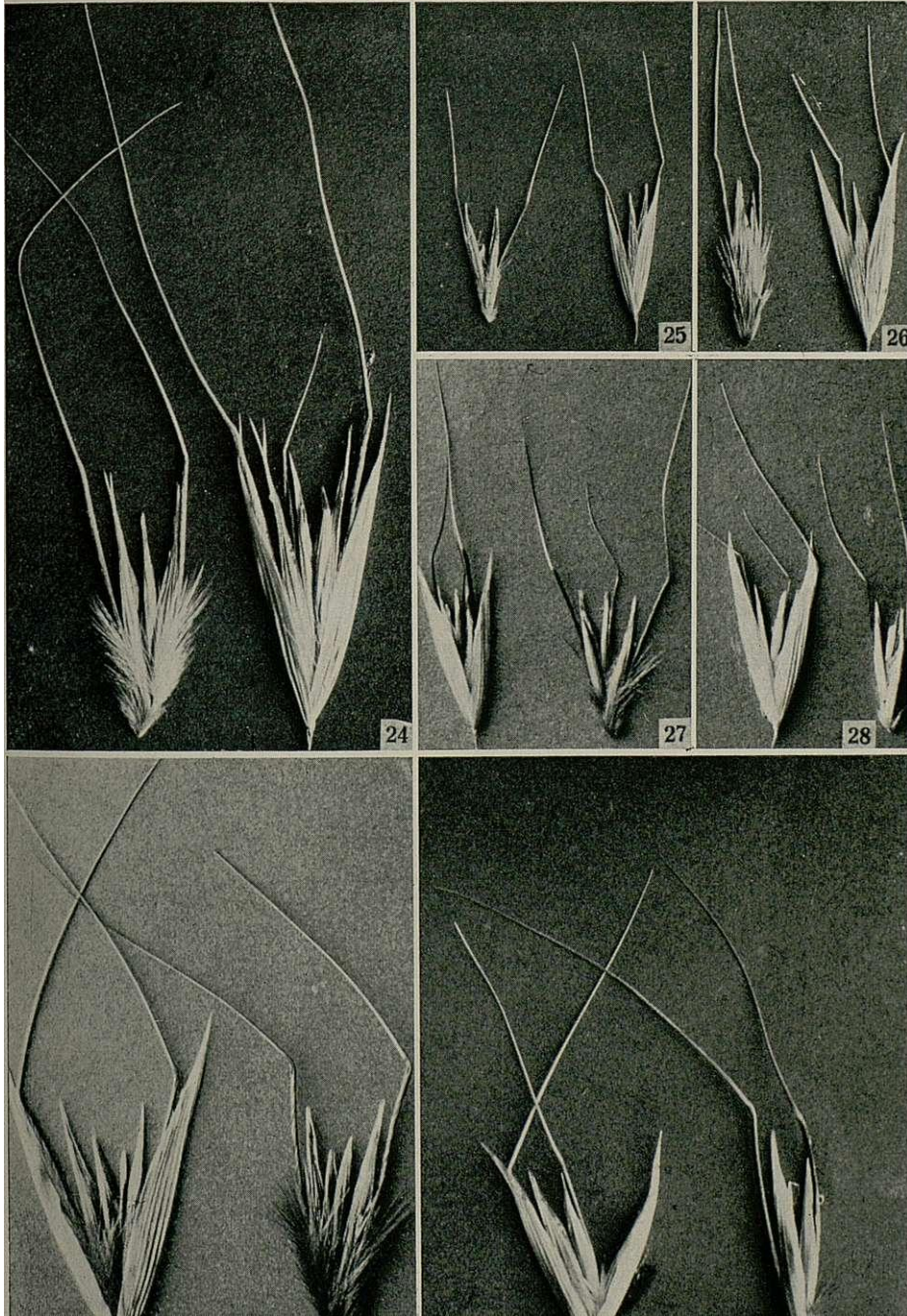


ESTAMPA VI

Espiguetas com e sem glumas

Tamanho natural

- Fig. 24—*Avena sterilis* L. var. *a. maxima* (Perez-Lara) Thell.  
Fig. 25—*Avena fatua* L. var.  $\beta$  *intermedia* (Lestib.) Lej. et Court.  
Fig. 26—*Avena fatua*  $\times$  *C. sterilis* Floreil  
Do exemplar de Schultz, Herb, normale Cent. 4, 386 (1855).  
Cf. pag. 66.  
Fig. 27—*Avena fatua* L. var. *a pilosissima* S. F. Gray  
Fig. 28—*Avena fatua* L. var.  $\beta$  *glabrata* Peterm.  
Fig. 29—*Avena sterilis* L. var.  $\beta$  *scabriuscula* (Perez-Lara) Thell.  
Fig. 30—*Avena sterilis* L. var. *7 calvescens* Trab, et Thell.







ESTAMPA VII

*Avena byzantina* Koch

Fig. 23—Exemplar do herbário da Universidade de Lisboa com a seguinte etiqueta:

«Herbarium von A. Thellung, Zürich

*Avena byzantina* C. Koch

(*A. algeriensis* Trabut; cf. Thellung in Vierteljahrsschr. d. Naturf. Ges. Zürich 1911).

Race culturale d'*A. sterilis* L.; remplace l'*A. sativa* dans la réé. médit. 28-VIII-1912, Freiburg in B. (Allemagne).

Adventice

leg. A. Thellung»

Em cima, à esquerda, uma espiguetta do mesmo exemplar em tamanho natural.

*Avena fatua* X *sativa* Asch. et Graebn.

Ampliação X 1,8

Fig. 31—Da esquerda para a direita: espiguetta com as suas glumas, espiguetta nua, primeiro fruto visto pelo lado do ráquis, segundo fruto em posição idêntica.







# LES SATELLITES CHEZ LES NARCISSES

## II. LES SATELLITES PENDANT LA MITOSE

*par*

ABÍLIO FERNANDES

### INTRODUCTION

ETUDIANT la mitose dans les méristèmes radicaux de *Galtonia candicans*, S. NAVACHINE (1912) décrivait ainsi l'évolution des satellites: — A l'interphase et aux premiers stades de la prophase, les satellites séjournent à la surface du nucléole. Aux derniers stades de la prophase, les chromosomes satellitifères s'approchent du nucléole et dirigent leurs filaments d'union vers les satellites. Ces filaments s'emparent des satellites et les détachent de la surface du nucléole. Une fois détachés, ceux-ci se comportent, dans la suite de la mitose, comme les autres parties des chromosomes qui les portent.

Ces observations de S. NAVACHINE, particulièrement celles relatives à l'emplacement des satellites sur les nucléoles, ont été ultérieurement confirmées par quelques autres auteurs (M. NAVACHINE, 1925, 1929; BARANOV, 1926; SENJANINOVA, 1926; HEITZ, 1928, 1931 a; KUHN, 1928; DELAUNAY, 1929; KACHIDZE, 1929; SOROKINE, 1929; BOCHER, 1932; et WESTERGARD, 1936).

Certains autres, par contre, n'ayant pu confirmer les observations de S. NAVACHINE, ont été portés à croire que les satellites n'avaient aucune relation avec le nucléole (NEWTON, 1924; DARLINGTON, 1926; LANGLET, 1927; HAASE-BESSEIX, 1928; SPRUMONT, 1928; GHIMPU, 1930; EICHHORN, 1931; BRUUN, 1932; et LARTER, 1932). Ces auteurs pensent que les satellites ne sont que des segments séparés du corps chromosomique par une constriction tout à fait comparable aux contractions acinétiques qui l'on peut trouver à n'importe quelle autre région du chromosome et, par conséquent, qu'ils

subissent, pendant la mitose, les mêmes modifications que les autres parties du chromosome.

Dans ces derniers temps, on a fréquemment remarqué l'association des chromosomes satellitifères avec le nucléole pendant la prophase de la mitose et de la méiose (HOLLINGSHEAD, 1930; SAX, 1932; DERMEN, 1933; SMITH, 1933; BEADLE, 1933; MCCLINTOCK, 1934; FRANCINI, 1934; GEITLER, 1934; LORBEER, 1934; LEVAN, 1935, 1936; RICHARDSON, 1935 a, b; etc.).

HEITZ (1931 a, b), le premier, tenta d'expliquer cette relation existant entre les satellites et le nucléole. S'appuyant sur des observations anciennes de STRASBURGER et sur celles d'autres auteurs concernant la symétrie nucléolaire ainsi que sur les données de S. NAVACHINE, HEITZ (1931 a, b) a été amené à étudier le nombre, la position, la forme et la taille des nucléoles dans les premiers stades de la telophase. Ayant fait ses études sur des plantes appartenant à divers groupes taxonomiques, cet auteur est arrivé aux conclusions suivantes: 1) les nucléoles doivent se former sur certains chromosomes (*Nukleolenchromosomen*); 2) ces chromosomes sont ceux qui portent les satellites; 3) l'accumulation de la matière nucléolaire a lieu sur le filament (= constriction acinétique) du chromosome satellitifère; 4) le filament constitue la partie active du chromosome dans l'édification du nucléole.

En ce qui concerne le comportement du filament du satellite pendant la mitose, HEITZ (1935) croit qu'il se sépare du corps chromosomique par suite du développement du nucléole; qu'il reste à la surface du nucléole pendant l'interphase; et, enfin, qu'il se relie au corps chromosomique pendant la prophase.

En étudiant la méiose et la première division du noyau des grains de pollen de plantes normales de *Zea mays* et d'autres plantes ayant subi une translocation sous l'action des rayons X, MCCLINTOCK (1934) est arrivé à des résultats différents de ceux de HEITZ. Ces résultats peuvent être résumés de la façon suivante: le nucléole est formé, à la telophase, par un corpuscule assez gros, morphologiquement distinct et intensément colorable, situé, dans les plantes normales de *Zea mays*, à l'extrémité du chromo-

somme VI, précisément dans la région où s'insère le filament du satellite (1).

Selon MCCINTOCK (1934), ce corpuscule constitue la région du chromosome active dans l'accumulation de la matière nucléolaire, puisque une race de *Zea mays*, dépourvue de satellite, de filament et d'une partie du corpuscule chromatique, a produit un nucléole sous l'influence de la partie restante de ce corpuscule.

Quant au cycle du filament, MCCINTOCK croit qu' à la télophase celui-ci s'allonge et s'amincit, par suite de la croissance du nucléole; qu'il devient plus ou moins court à la prophase, au fur et à mesure que le nucléole se dissout; et, finalement, qu'il constitue la région achromatique (constriction secondaire) après la complète dissolution du nucléole.

Comme on le voit, il y a une différence capitale entre les résultats de HEITZ et ceux de MCCLINTOCK. HEITZ, n'ayant pas remarqué l'existence de la région nucléologénique, à l'extrémité du chromosome adjacente au filament du satellite, croit que c'est le filament qui commande l'élaboration du nucléole, tandis que MCCLINTOCK considère le filament comme secondaire, résultant de la croissance du nucléole entre la région nucléologénique et le satellite.

A propos du cycle du filament pendant la mitose, les deux auteurs sont également d'un avis différent. Pour HEITZ, le filament se sépare du corps chromosomique, auquel il va se reliair de nouveau pendant la prophase; pour MCCLINTOCK, le filament restera toujours relié au corps chromosomique, c'est à dire à la région nucléologénique. Qui a raison? Le présent travail a été spécialement entrepris dans le but de répondre à cette question, et nous croyons avoir obtenu quelques données intéressantes la solution de ce problème. Nous nous proposons également de retracer d'une façon aussi complète que possible l'évolution des satellites pendant la mitose.

(1) MCCLINTOCK (1934) dénomme ce corpuscule *nucleolar-organizing body* ou encore *nucleolar-organizing élément*. SHARP, dans son livre «Introduction to Cytology», emploie l'expression *nucleolus-forming région*. Nous emploierons l'expression *région nucléologénique*, qui nous semble commode et adéquate.

## MATÉRIEL ET TECHNIQUE

Nos observations ont été faites sur deux espèces du genre *Narcissus*: *N. reilexvts* Brot., provenant de Quinta do Prado (Guarda) et de Serra do Gérez, et *N. bulbocodium* L. originaire des environs de Coimbra et de Bobadela (Oliveira do Hospital). Les plantes, cultivées depuis l'an dernier dans le Jardin Botanique, nous ont fourni des pointes végétatives de racines et des grains de pollen, matériel que nous avons utilisé dans nos recherches.

Pour obtenir les préparations des méristèmes radiculaires, nous avons pratiqué la fixation dans les liquides de Navachine et de La Cour (2BE). Les coupes ont été colorées soit à l'hématoxyline ferrique, soit au violet de gentiane. Pour l'observation des satellites pendant l'interphase, les meilleurs résultats ont été obtenus avec la fixation au liquide de Navachine et la coloration à l'hématoxyline.

Pour les préparations des grains de pollen, nous avons employé les trois techniques décrites dans la première partie de ce travail (FERNANDES, 1935). En outre, pour mettre en évidence la région nucléogénique, nous avons suivi la technique de MCCXINTOCK (1929). Mais elle s'est révélée inapplicable à notre matériel, puisque presque tous les grains de pollen se détachaient de la lame pendant son passage dans les liquides déshydratants. Nous y avons apporté quelques modifications afin d'éliminer cet inconvénient. Voici la technique qui nous a donné satisfaction:

- a) Recherche, au moyen du carmin-acétique de Belling, des anthères à l'état désiré;
- b) Fixation, pendant un temps variable de quelques heures à quelques jours, dans le liquide de Carnoy (3 parties d'alcool absolu: 1 partie d'acide acétique);
- c) Dissociation des anthères avec deux aiguilles, et étalement des grains de pollen sur la lame;
- d) Application, sur les grains de pollen étalés, d'une solution de celloïdine à 0,2 % dans un mélange en parties égales d'alcool absolu et d'éther;

- e) Hydratation progressive, après séchage de la lame, jusqu' à l'alcool à 50°;
- f) Coloration au carmin-acétique de Belling, en faisant passer la lame **4** ou **5** fois au-dessus d'une flamme d'alcool;
- g) Lavage rapide dans une solution d'acide acétique à **45 %** ;
- h) Déshydratation progressive, en faisant passer la lame par les liquides suivants: **3** parties d'acide acétique: 1 partie d'alcool à **95°**; 1 partie d'acide acétique: 1 partie d'alcool absolu; 1 partie d'acide acétique: **3** parties d'alcool absolu; 1 partie d'acide acétique: **9** parties d'alcool absolu; alcool absolu; parties égales d'alcool absolu et xylol; xylol;
- i) Montage au baume.

## **OBSERVATIONS SUR *NARCISSUS REFLEXUS* BROT.**

### **I-LES SATELLITES PENDANT L'INTERPHASE**

Les observations ont été faites sur le matériel suivant: 1) méristèmes radiculaires fixés au Navachine et colorés à l'hématoxyline ferrique; 2) grains de pollen fixés au La Cour **2BE** et colorés soit à l'hématoxyline ferrique, soit au violet de gentiane; **3**) grains de pollen fixés au Carnoy et colorés au carmin-acétique.

**1 — Méristèmes radiculaires.**—Nous avons étudié une racine provenant d'une plante recueillie à Serra do Gérez (racine n.° 11 des formes longystilées; voir FERNANDES, 1935, pag. 267). Cette racine est pourvue, comme nous l'avons montré, d'une seule paire de chromosomes satellitifères. Il s'agit de la paire Pp', qui possède ici des satellites fort inégaux (*loc. cit.* fig. 1, pag. 253).

Aux premiers stades de la télophase, nous avons trouvé deux nucléoles dans chacun des noyaux-fils, conformément à ce que nous attendions, d'après le nombre des satellites (fig. 15 a). Le plus souvent, les noyaux interphasiques possèdent un seul nucléole sphérique, coloré en gris par l'hématoxyline ferrique. A la surface de ce nucléole, nous avons observé deux corpuscules assez inégaux, colorés en noir. Ces corpuscules occupent, généralement, des positions

diamétralement opposées (fig. 1 *a, b*) et ils sont reliés à la surface du nucléole par de minces filaments très courts (fig. 1 *a, c, d*). Souvent, on ne voit pas de filaments et les corpuscules sont directement attachés au nucléole (fig. 1 *e, h, i*). Quelquefois, la surface du nucléole est entamée dans la région où s'attache le corpuscule (fig. 1 *a, c, d*). Dans quelques noyaux, nous avons constaté qu'un corpuscule,

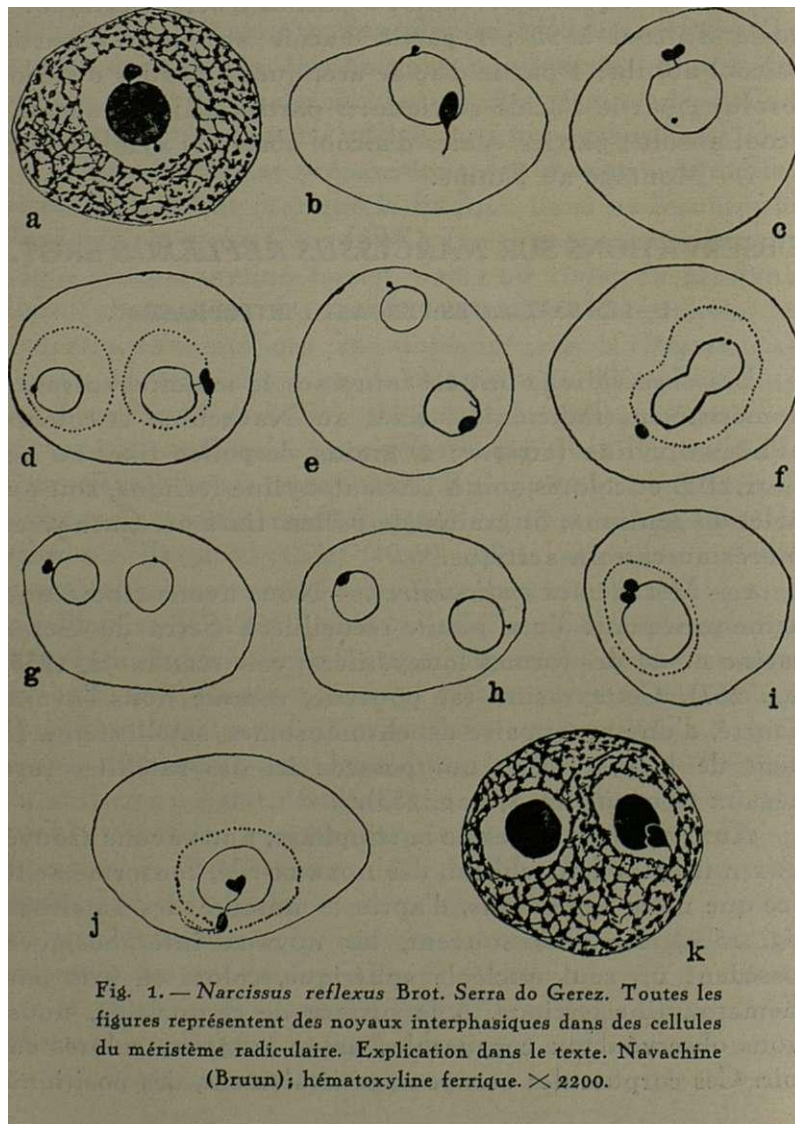


Fig. 1. — *Narcissus reflexus* Brot. Serra do Gerez. Toutes les figures représentent des noyaux interphasiques dans des cellules du méristème racinaire. Explication dans le texte. Navachine (Bruun); hématoxyline ferrique.  $\times 2200$ .



ou les deux ne se trouvaient pas à la surface du nucléole, mais étaient situés vers la périphérie de l'auréole périnucléolaire (fig. f). Cette localisation est sans doute artificielle, et due au fixateur, dont le pourcentage d'acide acétique est élevé.

Très fréquemment, les noyaux possèdent deux nucléoles. Dans ce cas, l'un des nucléoles porte le corpuscule le plus volumineux, l'autre le plus petit (fig. 1 *d*, e, f, *g*, *h*) ; les relations existant entre le corpuscule et son nucléole sont les mêmes que celles qui ont été décrites à propos des noyaux à un seul nucléole.

Au début, il nous a semblé qu'une relation existait entre la taille des nucléoles et celle des corpuscules, c'est à dire que le plus gros nucléole portait le corpuscule le plus volumineux et que le corpuscule plus petit était porté par le plus petit nucléole. Bien qu'il en fût fréquemment ainsi (fig. 1 *d*, e), un examen plus attentif nous a révélé des cas dans lesquels les deux nucléoles étaient sensiblement de même taille (fig. 1 *g*), et d'autres dans lesquels le petit corpuscule appartenait au nucléole le plus volumineux (fig. 1 *h*). Il semble donc permis de dire qu'il n'y a aucune relation entre la taille des nucléoles et celle des corpuscules.

Les deux nucléoles peuvent demeurer séparés jusqu'à un stade plus ou moins avancé de la prophase, mais, le plus souvent, le caractère uninucléolé apparaît, avant le commencement de la prophase, par la fusion des deux nucléoles. Quelquefois, cette fusion a lieu dans la région opposée à celle où se trouvent les corpuscules et il en résulte alors le nucléole unique, pourvu de deux corpuscules (fig. 1 f) occupant des positions diamétralement opposées. Quand la fusion s'accomplit d'une autre façon, les corpuscules ont une position quelconque.

Dans quelques figures, le plus gros corpuscule se présentait sphérique, sans aucune trace de clivage (fig. 1 b, e, *h*) ; dans d'autres figures, nous avons constaté que cet élément présentait une ligne de clivage, particulièrement nette à l'extrémité (fig. 1 a, c, *d*, *g*, *j*, *k*). Dans d'autres encore, il était complètement clivé, formant deux corpuscules (fig. 1 i). La même chose doit se produire pour le plus petit corpuscule, mais, étant donné sa petitesse, la vérification de ce fait n'est pas possible.

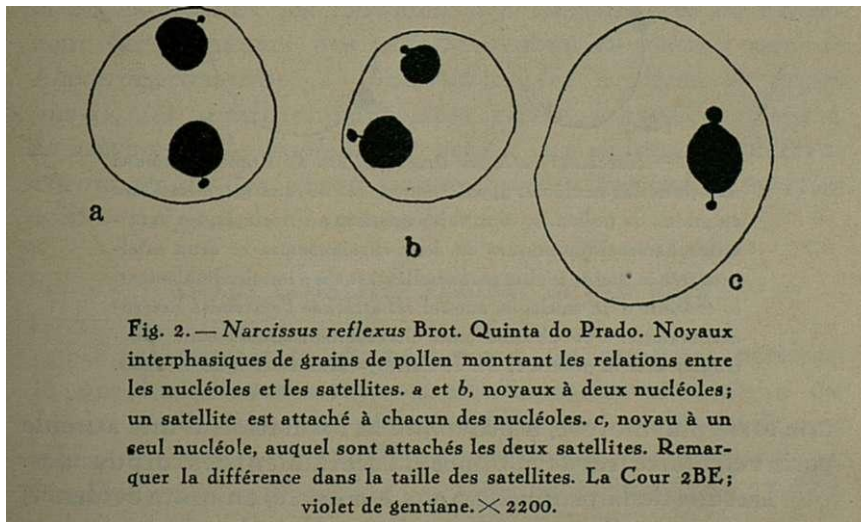
Dans la plupart des noyaux, le nucléole (ou les nucléoles) et les corpuscules étaient complètement séparés du «réseau» chromatique par l'auréole périnucléolaire (fig. 1 a, c, d, e, é, h, i). Cependant, dans quelques autres noyaux, où l'aire périnucléolaire était fort réduite à cause d'une meilleure fixation, nous avons trouvé quelques figures dignes d'une description détaillée:

Le noyau représenté dans la figure 1 6 montre un seul nucléole auquel sont accolés les deux corpuscules; à la base du plus gros corpuscule s'insère un filament très mince qui se relie au «réseau» chromatique. On observe les mêmes caractères dans la figure 1 /, mais ici le filament est appliqué à la surface du nucléole, et il se relie à une partie du «réseau» massive et intensément colorée, localisée dans la voisinage du nucléole. La fig. 1 k montre deux nucléoles; à l'un d'eux est accolé le gros corpuscule, qui est aussi relié au «réseau» chromatique par un mince filament. Ce qui arrive pour le gros corpuscule doit certainement arriver aussi pour le plus petit. Nous n'avons cependant pas observé de semblables images; ceci n'a rien d'étonnant, puisque, étant donné la petitesse de ces formations, leurs images sont très difficiles à voir. Nous pouvons donc dire que les corpuscules ne se trouvent pas isolés à la surface du nucléole, mais qu'ils sont reliés au «réseau» du noyau quiescent. La fréquente apparition des corpuscules dans la périphérie de l'auréole périnucléolaire, dans les noyaux défectueusement fixés (fig. 1 /), parle aussi en faveur de cette interprétation.

Il ne peut y avoir aucun doute sur la nature des corpuscules dont nous venons de parler: ils constituent les satellites, puisqu'ils correspondent absolument, par leurs dimensions et par leur aspect, aux satellites que nous avons trouvés dans la paire chromosomique Pp' de cette racine. Ces observations et l'analyse d'autres racines, qui nous avons étudiées de ce même point de vue, nous ont révélé qu'il y a toujours exacte correspondance entre le nombre et les dimensions des satellites qui apparaissent dans les métaphases somatiques et le nombre et les dimensions des corpuscules que l'on voit à la surface du nucléole (ou des

nucléoles) des noyaux interphasiques. Le comportement ultérieur de ces corpuscules nous montre aussi, de toute évidence, qu'il s'agit des satellites.

2 — *Grains de pollen*. — L'étude des noyaux interphasiques des grains de pollen nous a indiqué que, comme dans les méristèmes radiculaires, les satellites séjournent sur le nucléole. Ce fait est mis en évidence par les figures 2 a, 6, c, qui ont été fournies par une plante pourvue de



deux chromosomes satellitifères dans la phase haploïde.

Dans le matériel fixé au Carnoy et coloré au carmin-acétique, nous avons constaté que les satellites séjournent aussi à la surface du nucléole et qu'ils se colorent très intensément (fig. 3 a).

En dehors des satellites, nous avons vérifié qu'il y avait, accolés aussi au nucléole, d'autres corpuscules, ayant les mêmes réactions de coloration que les satellites (fig. 3 a, b et photo. 1, Pl. I). Ces corpuscules, dont la vraie nature a été seulement comprise après l'étude de la prophase, se présentent simples dans quelques figures et clivés longitudinalement dans d'autres (fig. 3 6 et photo. 1, Pl. I). Ils sont reliés au «réseau» chromatique du noyau quiescent par la substance du «réseau» elle-même (fig. 3 a, b). Ces corpuscules doivent correspondre, sans doute, aux parties intensément colorées,

où se reliaient les filaments des satellites, que nous avons trouvés dans quelques noyaux interphasiques du méristème radulaire. Cependant, ces figures ont été très rarement observées dans les racines et les corpuscules étaient presque toujours un peu écartés du nucléole; il faut sans doute attribuer ce fait à l'action du fixateur, qui, en produisant

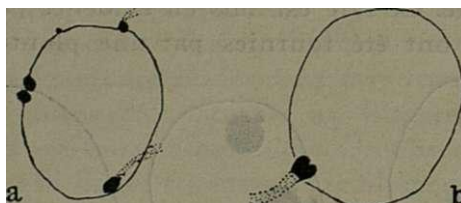


Fig. 3. — *Narcissus reilexas* Brot. Quinta do Prado. Schémas montrant des nucléoles appartenant à des noyaux interphasiques de grains de pollen, *a*, on voit, accolées au nucléole, les extrémités hétérochromatiques de deux chromosomes et deux satellites très inégaux; le plus gros satellite est clivé longitudinalement. *b*, contour d'un nucléole, auquel est attachée l'extrémité hétérochromatique d'un chromosome, clivée longitudinalement. Confronter avec la photo. 1, Pl. I. Carnoy-carmin-acétique. x 2200.

une forte plasmolyse, a provoqué la formation d'une auréole périnucléolaire très développée et l'écartement des corpuscules.

L'étude de la prophase nous a montré, en toute évidence, que ces corpuscules ne sont que les régions des chromosomes satellitifères, situées à l'extrémité où s'insère le filament du satellite.

En étudiant le cycle évolutif des chromosomes chez les Hépatiques, les Mousses, les Spermaphytes et quelques espèces de *Drosophila*, HEITZ (1928, 1929, 1933 a, b, 1934, 1935) a mis en évidence une différenciation longitudinale des chromosomes. Cette différenciation se traduit par l'existence, dans les chromosomes, de deux espèces de chromatine: *euchromatine* et *hétérochromatine*. L'euchromatine se dissout pendant la télophase et elle n'est pas visible à l'interphase. Par contre, l'hétérochromatine est massive, ne subit pas les transformations télophasiques, se colore intensément et persiste à l'interphase sous la forme de granulations compactes.

D'après ces données, il nous semble que les satellites

de *N. reflexus* possèdent tous les caractères de l'hétérochromatine, puisqu'ils sont massifs, ne se dissolvent pas à la telophase et persistent sous la forme de portions chromosomiques compactes accolées au nucléole. Les extrémités des chromosomes satellitaires, où s'insère le filament, se comportent de la même façon; alors, elles sont également de nature hétérochromatique.

Nous pourrions donc dire: *les satellites de N. reflexus et les extrémités des chromosomes satellitaires où s'insèrent les filaments des satellites sont constitués par de l'hétérochromatine; à Y interphase (et à l'état de repos aussi), les satellites sont déjà clivés longitudinalement, localisés sur le nucléole et reliés aux extrémités hétérochromatiques des chromosomes qui les portent, lesquelles sont aussi attachées au nucléole.*

## II-LES SATELLITES PENDANT LA PROPHASE

Pour étudier le comportement des satellites pendant la prophase, nous avons choisi la première division du noyau des grains de pollen. Nous avons de préférence utilisé les grains de pollen, qui présentent, fait bien connu, beaucoup d'avantages sur les cellules du méristème radicaire.

Nos observations ont été faites sur des préparations obtenues selon les techniques décrites, et avec plusieurs plantes, n'ayant pas toutes la même constitution satellitaire:

Plante A: deux chromosomes satellitaires, Pp' et Lp%; satellites très petits; fixation et coloration au carmin-acétique;

Plante B: trois chromosomes satellitaires, Pp', Lp% et L'pi; fixation et coloration au carmin-acétique;

Plante C: deux chromosomes satellitaires, Pp' et Lp's; satellites fort petits. Frottis fixé au La Cour 2BE; coloration au violet de gentiane;

Plante D: cinq chromosomes satellitaires dans la phase diploïde: 2 Pp' 2 Lp',**3** et 1 L'pi. En accord avec cette constitution, nous avons trouvé des grains de pollen à trois chromosomes satellitaires (Pp', Lp'**3** et L'pi) et d'autres à

deux (Pp' et Lp%). Inclusion à la paraffine, après fixation au La Cour 2BE; coloration au violet de gentiane;

Plante E: comme la plante précédente; cependant, la taille des satellites des chromosomes homologues n'est pas la même dans les deux plantes. Carnoy-carmin-acétique.

Bien que nos observations aient porté sur cinq plantes différentes, la description qui suit est basée principalement

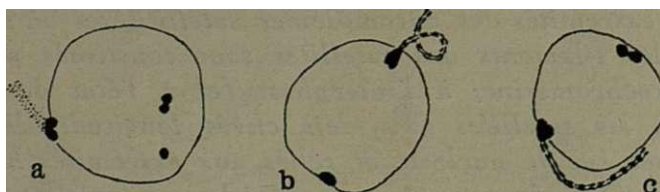


Fig. 4. — *Narcissus reflexus* Brot. Quinta do Prado. Plante F. a-c, schémas montrant des nucléoles appartenant à des noyaux qui sont au début de la prophase. Les satellites et les extrémités hétérochromatiques des chromosomes satellitifères sont accolés au nucléole; les chromosomes sont très longs et montrent une structure chromomérique. Confronter la fig. b avec la photo. 2, Pl. I. Carnoy-carmin-acétique. x 2200.

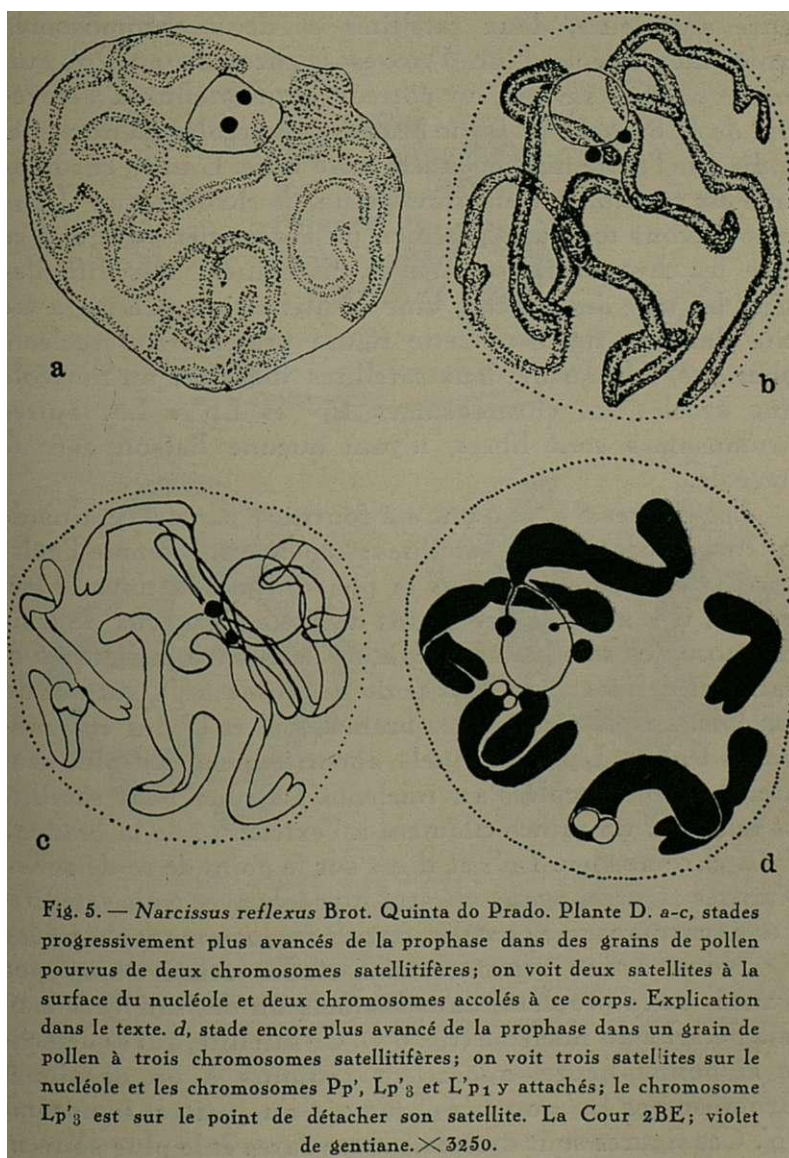
sur des figures fournies par les plantes D et E. Nous mentionnons, dans les légendes, les plantes qui ont donné les diverses figures.

Au point de vue du nombre des nucléoles, nous devons remarquer qu'il y a trois types de grains de pollen: 1) ceux qui ont un seul nucléole pendant la prophase; 2) ceux qui en ont deux au début de la prophase, mais qui deviennent ultérieurement uninucléolés; 3) ceux qui, dans la prophase, ont toujours deux nucléoles. Pour la clarté de l'exposition nous décrirons séparément les cas où il y a un seul nucléole et ceux où il y en a deux.

**1 — Noyaux à un seul nucléole.** — Aux premiers stades de la prophase, les extrémités hétérochromatiques de certains chromosomes sont, comme à l'interphase, accolées au nucléole (fig. 4 a, b, c et photo. 2, Pl. I). A la surface du nucléole se trouvent aussi les satellites (fig. 4 a, b, c). On n'a pas observé de filament reliant les satellites aux extrémités hétérochromatiques des chromosomes. Ceux-ci, à ce

stade, sont très longs et très minces; ils présentent une structure cliromomérique et sont clivés longitudinalement.

La condition décrite persiste dans des stades beaucoup plus avancés. Ainsi, la fig. 5 a montre deux chromosomes attachés au nucléole et deux satellites à la surface de ce



corps. Il s'agit donc d'un grain de pollen à deux satellites.

A ce moment, il nous a été impossible de reconnaître les chromosomes qui sont accolés au nucléole, mais, comme les stades ultérieurs le démontrent très bien, ces chromosomes sont ceux qui portent les satellites. Ainsi, la fig. 5 *b*, qui représente un stade plus avancé, montre, comme la figure antérieure, deux satellites et deux chromosomes accolés au nucléole. L'un d'eux est le chromosome Pp', qui, comme nous le savons, est porteur d'un satellite à l'extrémité de la branche p'. Cette branche est accolée au nucléole, tandis que l'extrémité de l'autre reste libre. L'autre chromosome est très long; c'est, sans doute, le chromosome Lp'3; nous n'avons toutefois pas bien pu l'identifier puisqu'à ce stade les chromosomes longs se distinguent très difficilement les uns des autres. Une identification précise a été faite dans la fig. 5 *c*. Cette figure présente un nucléole sphérique, porteur de deux satellites inégaux; au nucléole sont accolés les chromosomes Pp' et Lp'3. Les autres chromosomes sont libres, n'ayant aucune liaison avec le nucléole.

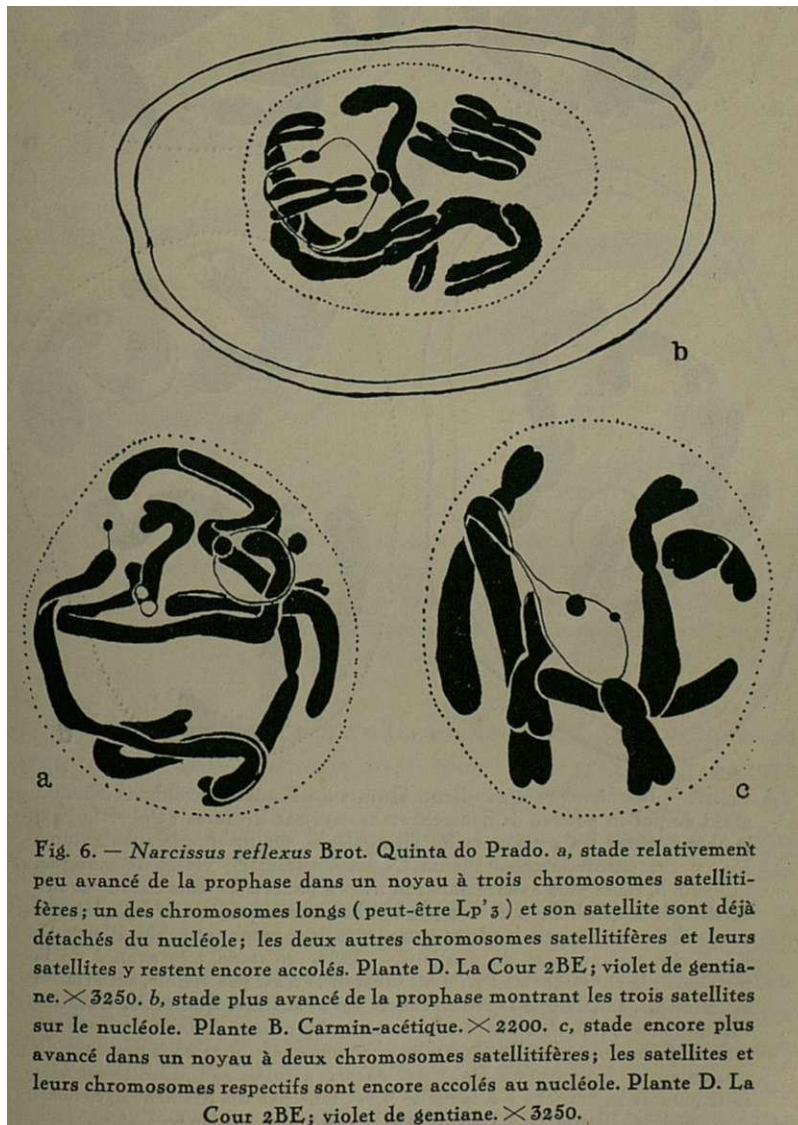
Les figures 5 *a*, *b*, *c* ont été fournies par des grains de pollen possédant deux satellites; cependant, comme l'existence de cinq satellites dans la phase diploïde nous le fait prévoir, il y a aussi des grains de pollen pourvus de trois chromosomes satellitifères, comme le montre la figure 5 *d*. Dans cette figure, on voit trois satellites à la surface du nucléole. Les extrémités des branches p' et L' des chromosomes Pp' et L'pi, auxquels appartiennent les plus gros satellites, sont accolées au nucléole. Le plus petit satellite est relié par un mince filament à l'extrémité de la branche p' du chromosome Lp'3 et il est sur le point de se détacher. D'autres figures, ayant un seul nucléole avec trois satellites et trois chromosomes accolés, ont été fréquemment observées.

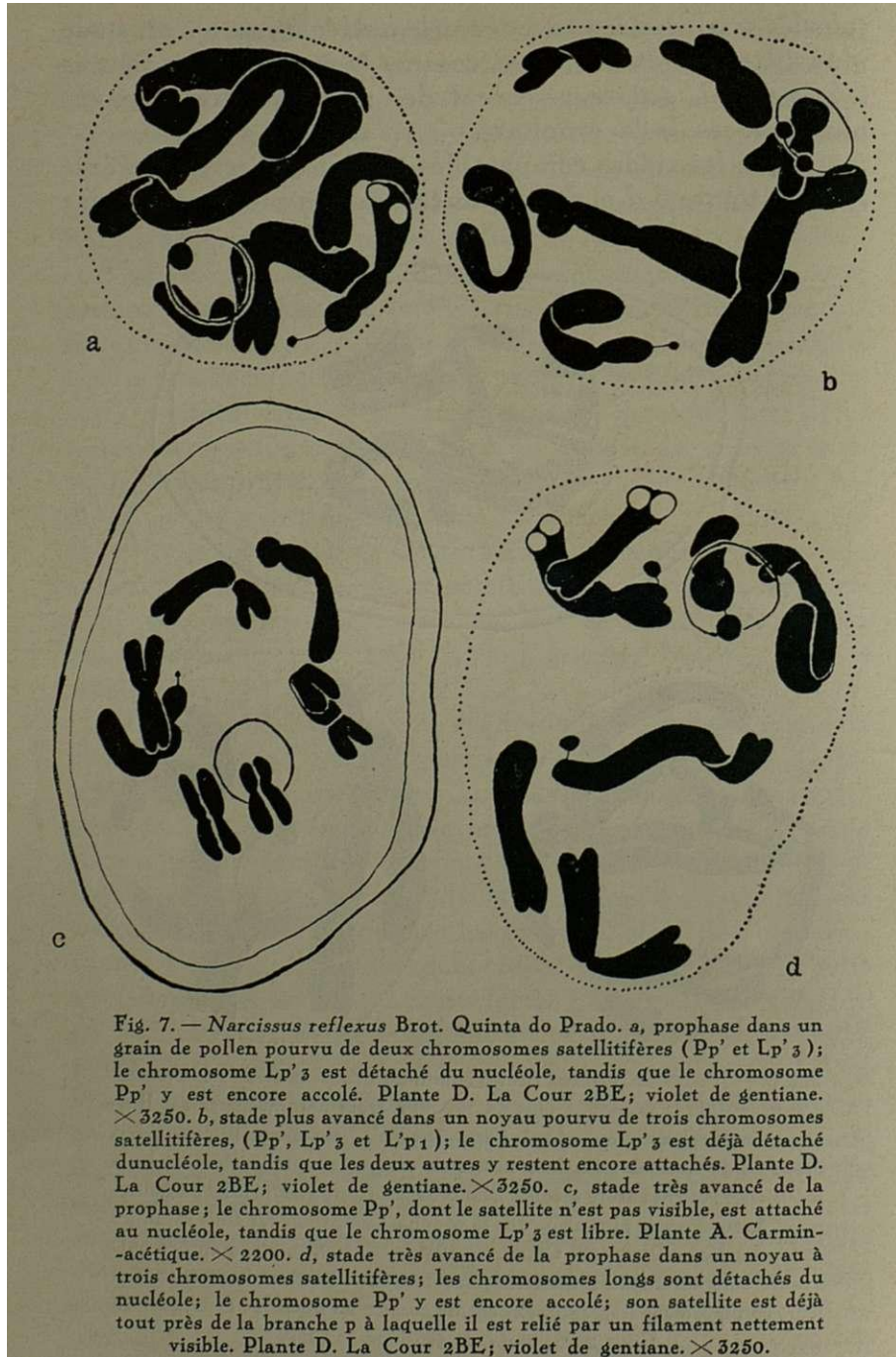
Nous avons rencontré des stades relativement peu avancés de la prophase dans lesquels un des satellites était déjà détaché du nucléole (fig. 6 *a*). Ce satellite, qui se détache de si bonne heure, appartient toujours à un des longs chromosomes Lp'3 ou L'pi, jamais au petit chromosome Pp'. Ces figures sont toutefois assez rares et le plus souvent



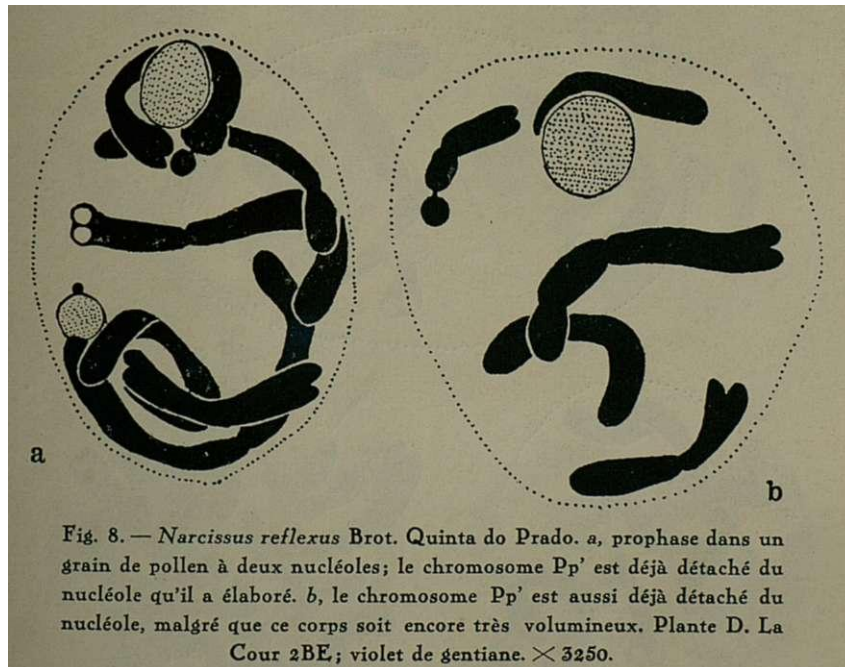
tous les satellites demeurent sur le nucléole jusqu'à un stade plus avancé de la prophase, comme le montrent les figures 6 b, c et 5 d, qui représentent des stades progressivement plus avancés de la prophase.

Dans les stades comparables à celui qui est représenté dans la figure 5 c? et dans d'autres un peu plus avancés, les





figures où l'un des deux chromosomes longs est détaché du nucléole sont déjà très fréquentes (fig. 7 a, b, c, d). Par contre, les figures qui, à des stades comparables, présentent le chromosome Pp' détaché du nucléole sont assez rares (fig. 8 a, b). Aux derniers stades de la prophase, quand les chromosomes sont sur le point d'atteindre une longueur



sensiblement égale à celle qu'ils posséderont à la métaphase et que le nucléole est déjà fort réduit, nous avons encore trouvé des chromosomes accolés au nucléole (fig. 9 a, b). La plupart du temps, c'est le seul chromosome Pp' qui persiste, ainsi qu'il apparaît dans la figure 9 6; le nucléole est sur le point de disparaître, mais le chromosome Pp' y est encore attaché.

Il semble donc que le chromosome Pp' demeure bien plus longtemps attaché que les autres chromosomes longs. Dans les cas où le nucléole persiste jusqu'à la métaphase (ce qui arrive très souvent dans les cellules du méristème radulaire; nous ne l'avons jamais constaté dans les grains

de pollen), il est fréquent de rencontrer ce chromosome encore attaché au nucléole (fig. 9 c).

2— *Noyaux à deux nucléoles*. — Les prophases comportant deux nucléoles sont de trois types: — Le premier est illustré par la fig. 8 a. Il s'agit d'un noyau à deux chromosomes satellitifères, Pp' et Lp'3; les deux nucléoles, élaborés

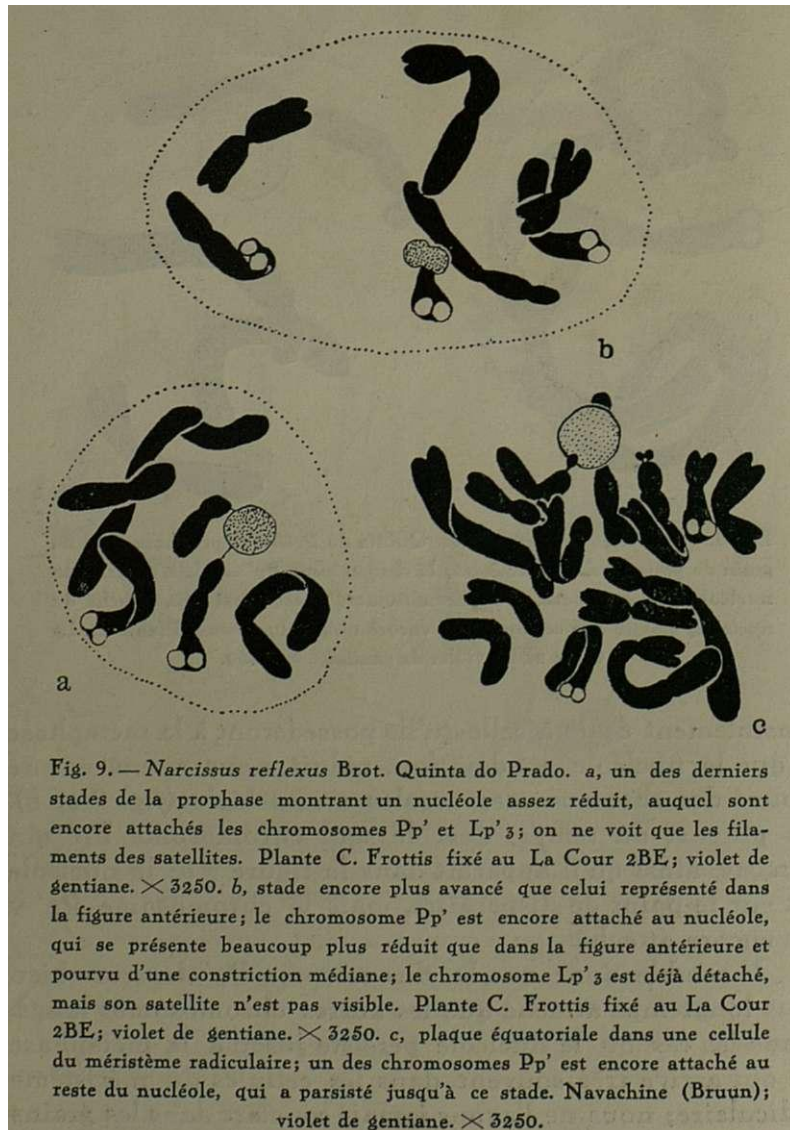
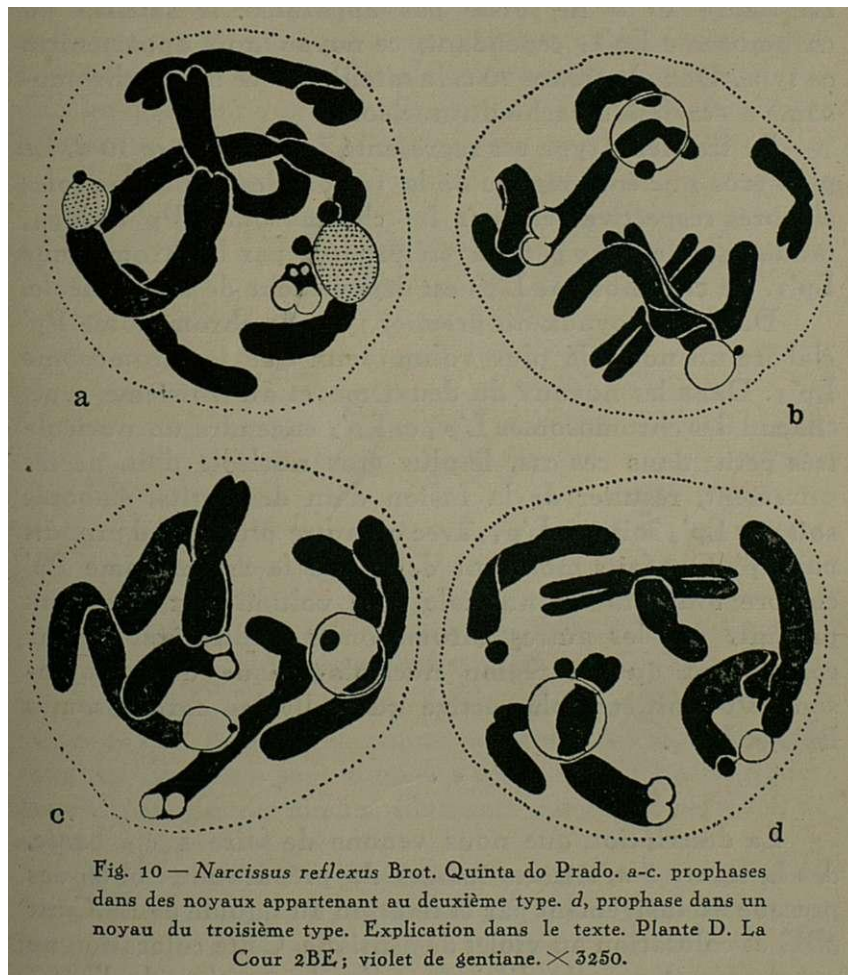


Fig. 9. — *Narcissus reflexus* Brot. Quinta do Prado. a, un des derniers stades de la prophase montrant un nucléole assez réduit, auquel sont encore attachés les chromosomes Pp' et Lp'3; on ne voit que les filaments des satellites. Plante C. Frottis fixé au La Cour 2BE; violet de gentiane.  $\times 3250$ . b, stade encore plus avancé que celui représenté dans la figure antérieure; le chromosome Pp' est encore attaché au nucléole, qui se présente beaucoup plus réduit que dans la figure antérieure et pourvu d'une constriction médiane; le chromosome Lp'3 est déjà détaché, mais son satellite n'est pas visible. Plante C. Frottis fixé au La Cour 2BE; violet de gentiane.  $\times 3250$ . c, plaque équatoriale dans une cellule du méristème radiculaire; un des chromosomes Pp' est encore attaché au reste du nucléole, qui a persisté jusqu'à ce stade. Navachine (Bruun); violet de gentiane.  $\times 3250$ .

par ces deux chromosomes, ont persisté sans se fusionner jusqu'à un stade très avancé de la prophase. Le chromosome Pp' est déjà détaché de son nucléole, tandis que le chromosome Lp's est encore attaché au sien. Le nucléole



engendré par le chromosome Pp' est bien plus volumineux que celui qui a été élaboré par le chromosome Lp'3.

Le deuxième type est illustré par les figures 10 a, b, c. Ces figures offrent deux nucléoles assez inégaux: le plus gros résulte de la fusion de deux autres, élaborés respectivement par les chromosomes Pp' et Lp's; le plus petit a

été engendré par le chromosome L'pi. De cette façon, les chromosomes Pp' et Lp'3 et leurs satellites respectifs sont accolés au plus gros nucléole, tandis que le chromosome L'pi et son satellite sont attachés au plus petit nucléole. La figure 10 b ne laisse pas apparaître le satellite du chromosome Lp'3; cependant, ce noyau doit appartenir à ce type. Dans la figure 10 c, le satellite de ce même chromosome a été déjà détaché du nucléole.

Le troisième type est représenté dans la figure 10 d. Le plus gros nucléole résulte de la fusion des deux nucléoles élaborés respectivement par les chromosomes Pp' et L'pi, tandis que le plus petit a été produit par le chromosome Lp'3. Le chromosome L'pi est déjà détaché de son nucléole.

Dans les noyaux du premier type, le chromosome Pp' élabore un nucléole plus volumineux que le chromosome Lp'3. Dans les noyaux du deuxième et du troisième type, chacun des chromosomes L'pi et Lp'3 engendre un nucléole très petit; dans ces cas, le plus gros nucléole doit, nécessairement, résulter de la fusion d'un des petits, élaborés soit par Lp'3 soit par L'pi, avec un autre plus grand produit par Pp'. Ces faits montrent donc que le chromosome Pp' élabore toujours un nucléole plus volumineux que ceux produits par les autres chromosomes satellitifères et, par conséquent, que la région nucléologénique du chromosome Pp' doit être plus active que celle des chromosomes Lp'3 et L'p 1.

\*\*\*

La description que nous venons de faire a été basée, dès la figure S a, sur des images de préparations obtenues presque exclusivement par la fixation au liquide de La Cour 2BE et coloration au violet de gentiane. Cette coloration ne nous permet pas de distinguer l'euchromatine de l'hétérochromatine et, pour cette raison, nous n'avons pas parlé, dans les stades plus avancés de la prophase, du comportement des extrémités des chromosomes satellitifères.

Ce comportement a été étudié dans des figures obtenues par la technique du carmin-acétique. Comme l'évolution des satellites a été déjà décrite, nous nous bornerons à

présenter deux figures qui nous renseigneront sur ce point. La figure 11 représente un stade précoce de la prophase. Les chromosomes sont encore très minces et très longs. Il y a deux nucléoles, un très gros et autre plus petit, qui sont sur le point de se fusionner. A la surface du petit nucléole se trouve un satellite qui appartient au chromosome Lp'3; celui-ci est attaché au nucléole par une région qui se colore plus intensément que la partie restante. Comme cette région présente le même degré de coloration que le satellite, nous

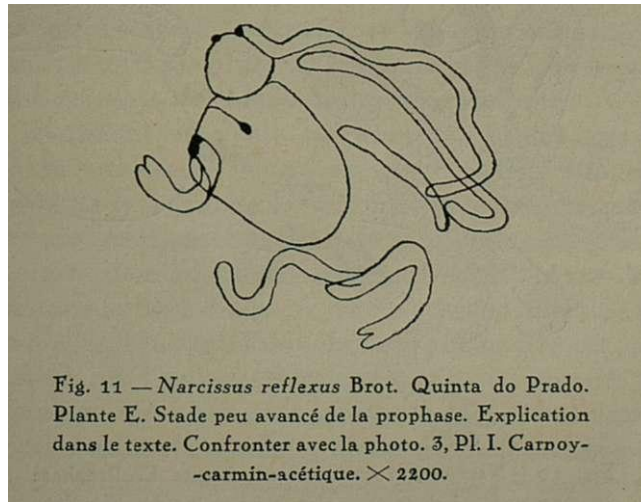


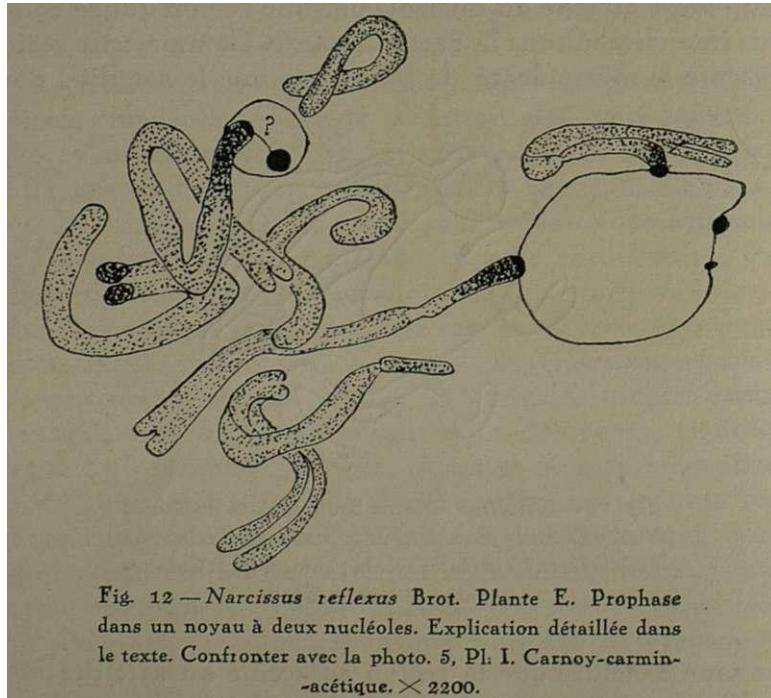
Fig. 11 — *Narcissus reflexus* Brot. Quinta do Prado. Plante E. Stade peu avancé de la prophase. Explication dans le texte. Confronter avec la photo. 3, Pl. I. Carnoy-carmin-acétique.  $\times 2200$ .

pouvons conclure que la région adjacente au satellite et le satellite lui-même sont tous les deux hétérochromatiques. Nous n'avons vu aucun filament reliant le satellite au corps du chromosome.

À la surface du plus grand nucléole se trouve un filament très mince, à l'extrémité duquel s'insère un satellite. Celui-ci paraît appartenir au chromosome Pp', puisque l'extrémité hétérochromatique de la branche p' de ce chromosome se trouve accolée à ce nucléole. Le filament a été suivi jusqu'au bord du nucléole, mais, malgré nos efforts, nous n'avons pas pu distinguer de liaison nette entre ce filament et l'extrémité de la branche p', bien que cette extrémité se trouvât assez voisine du filament. Nous croyons cependant que cette liaison existe. Le satellite et l'extrémité de la

branche p' sont hétérochromatiques comme dans le chromosome Lp'3.

En ce qui concerne aux réactions de coloration, nous avons constaté que le filament se colore aussi intensément que le satellite et que l'extrémité de la branche p' (photo. 3, Pl. I). Ce fait paraît montrer que le filament est peut-être



de nature hétérochromatique comme le satellite et l'extrémité de la branche p'.

Nous présentons dans la figure 12 et dans la photo. 5, Pl. I un stade plus avancé de la prophase. Cette figure a été fournie par un noyau d'un grain de pollen, pourvu de trois chromosomes satellitifères. Il y a ici, comme dans la figure précédente, deux nucléoles assez inégaux. Deux satellites hétérochromatiques, l'un plus grand et l'autre plus petit, séjournent à la surface du plus gros nucléole; ces satellites appartiennent, respectivement, aux chromosomes Pp' et Lp'3, puisque les extrémités de ces chromosomes qui portent les satellites s'attachent aussi à ce nucléole. On n'a



pas observé de filament reliant les chromosomes à leurs satellites respectifs. Le chromosome Pp' s'attache au nucléole par un corpuscule à peu près de la même taille que le satellite, se colorant aussi intensément que celui-ci et séparé du reste du chromosome par une constriction peu prononcée. La partie restante de ce chromosome se colore moins, ce qu'indique sa nature euchromatique.

Une grande partie de la branche p' du chromosome Lp'3 se colore intensément; cependant, cette coloration est un peu moins vive que celle d'une toute petite région, située au bout de la branche et directement attachée au nucléole. Celle-ci se colore de la même façon que le satellite. La partie restante se colore moins intensément.

Le deuxième nucléole est bien plus petit que le premier. À sa surface se trouve un gros satellite sphérique et l'extrémité de la branche L' du chromosome L'pi. Il nous a semblé qu'un filament reliait le satellite au chromosome; cependant, nous n'avons pas acquis de certitude sur ce point. Comme dans la branche p' du chromosome Lp'3, une grande partie de la région terminale de la branche L' était intensément colorée; à l'extrémité apparaissait une petite région encore plus colorée. Nous croyons que seule cette partie terminale est, comme le satellite, de nature hétérochromatique.

Quant aux autres chromosomes non porteurs de satellites, ils sont totalement euchromatiques, sauf peut-être l'extrémité de la branche m du chromosome 1m.

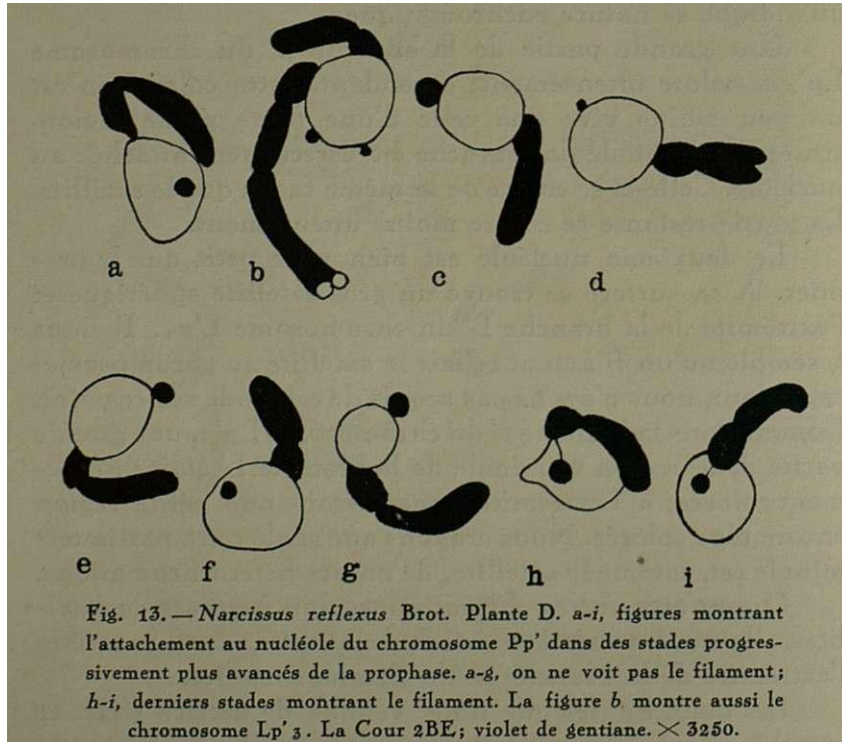
Les deux figures que nous venons de décrire (figs. 11 et 12) mettent donc en évidence ce qui avait été déjà révélé par l'étude des noyaux interphasiques dans des préparations colorées au carmin-acétique: *les extrémités des branches satellitifères et les satellites sont de nature hétérochromatique.*

\* \* \*

Le comportement du filament s'est montré fort difficile à suivre. Nous avons seulement étudié, de ce point de vue, le chromosome Pp'. À l'interphase, nous avons vu le filament séjournant à la surface du nucléole et reliant le

satellite à l'extrémité hétérochromatique du chromosome respectif. Mais ces figures ont été très rarement observées.

Dans les premiers stades de la prophase, nous avons vu le filament dans une seule figure (fig. 11 et photo. 3, Pl. I). Là, il séjournait à la surface du nucléole, mais nous n'avons pu observer de liaison entre le filament et le chromo-



some. Nous croyons, cependant, qu'elle existait, puisque l'extrémité du chromosome était tout près du filament.

Nous n'avons encore réussi à apercevoir le filament qu'une seule fois (photo. 4, Pl. I) pendant les stades moyens de la prophase. Dans cette figure, le satellite et le filament séjournèrent aussi à la surface du nucléole, mais le filament était nettement relié à l'extrémité du chromosome. Cependant, la plupart des figures de ces stades ne laissent pas apparaître le filament; elles présentent la branche p' attachée au nucléole et le satellite situé, le plus souvent, dans la région opposée à celle où est fixé le chromosome (fig. 13 a-g).

Dans les derniers stades de la prophase, lorsque le chromosome a déjà acquis une taille à peu près égale à celle qu'il présentera à la métaphase, les figures montrant le satellite relié au chromosome par le filament sont très fréquentes (figs. 7 *d* et 13 *h, i*). Dans ces figures, le satellite et le filament persistent à la surface du nucléole, et on a l'impression que le filament subit un raccourcissement progressif qui rapproche le satellite de la branche chromosomique (fig. 13 *h, i*).

*Comportement des constrictions acinétiques.*—Les chromosomes longs L'p<sub>1</sub>, Lp<sub>2</sub>, Lp'3 et 1m de *N. reflexus* possèdent, comme nous l'avons montré (FEUNANDES, 1935), des constrictions acinétiques. Dans les préparations du méristème radiculaire, obtenues avec la technique de La Cour, ces constrictions apparaissent souvent, dans les chromosomes métaphasiques, transformées en filaments. Ce phénomène ne se produit pas dans les chromosomes des métaphases des grains de pollen, où ces constrictions, à cause d'un plus grand raccourcissement des chromosomes, se montrent assez nettement, mais jamais transformées en filaments.

En étudiant *Drosophyllum lusitanicum*, quelques espèces du genre *Vicia*, etc., HEITZ (1931 a, b) a constaté que des nucléoles se formaient dans les constrictions acinétiques des chromosomes de ces plantes, ce qui lui fit croire que toutes les constrictions acinétiques sont, comme les filaments des satellites, des places où se forment des nucléoles. Il était donc intéressant de vérifier si les constrictions acinétiques de notre matériel avaient quelques relations avec le nucléole pendant la prophase.

Pour les stades plus avancés de la prophase, nos recherches nous ont amené à un résultat négatif, comme le montrent les figures *Sd*, 6 *c*, 7 *a*, 7 *b*, 7 *c*, 8 *a*, 8 & et 10 *a*.

Nous avons trouvé des cas où semblait exister une connexion entre le nucléole et la constriction acinétique du chromosome Lp\* (figs. 10 *c* et 14). Mais, comme ces figures étaient très rares et que nous en avons trouvé beaucoup d'autres dans lesquelles le chromosome Lp a n'était pas en contact avec le nucléole par la constriction, nous croyons

plutôt que les cas observés doivent être attribués à un contact fortuit pendant les mouvements de la prophase.

Les constriction acinétiques n'entrent pas en relation avec le nucléole; elles ne sauraient être des lieux de formation de ces corps. Les constriction des chromosomes de *N.*

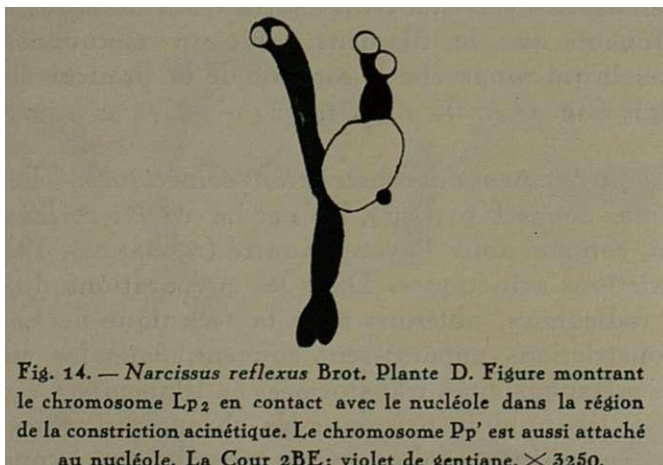


Fig. 14. — *Narcissus reflexus* Brot. Plante D. Figure montrant le chromosome  $Lp_2$  en contact avec le nucléole dans la région de la constriction acinétique. Le chromosome  $Pp'$  est aussi attaché au nucléole. La Cour 2BE; violet de gentiane.  $\times 3250$ .

*reflexus* sont donc d'un type tout à fait différent de ceux que HEITZ a trouvés dans le matériel qu'il a étudié. Nous croyons que, dans le matériel de HEITZ, les constriction secondaires résultent de l'existence de régions nucléologéniques, situées à points différents dans les branches chromosomiques, tandis que les constriction de *N. reflexus* sont d'une autre nature que nous ne connaissons pas encore.

### III-LES SATELLITES PENDANT LA MÉTAPHASE, L'ANAPHASE ET LA TÉLOPHASE

Dans la première partie de ce travail, nous avons étudié les satellites métaphasiques au point de vue de leur taille et de la longueur de leurs filaments (voir FERNANDES, 1935).

Plus fréquemment, dans les méristèmes radiculaires, le nucléole se dissout complètement pendant la prophase; dans ce cas, les satellites restent, dans les métaphases, attachés seulement aux chromosomes qui les portent. Souvent, une partie du nucléole persiste jusqu'à la métaphase, mais ne possède aucun satellite attaché. Quelquefois, cepen-

nant, les satellites y demeurent attachés (fig. 9 c); ils en sont alors détachés par les mouvements de l'anaphase.

A l'anaphase, les chromosomes satellitifères (filament et satellite compris) se comportent comme les autres chromosomes, et leurs chromatides, après la séparation, émigrent vers les pôles.

Nous n'avons pu étudier le comportement des satellites pendant la télophase d'une façon précise, car notre matériel était très pauvre en figures de ce stade et la méthode

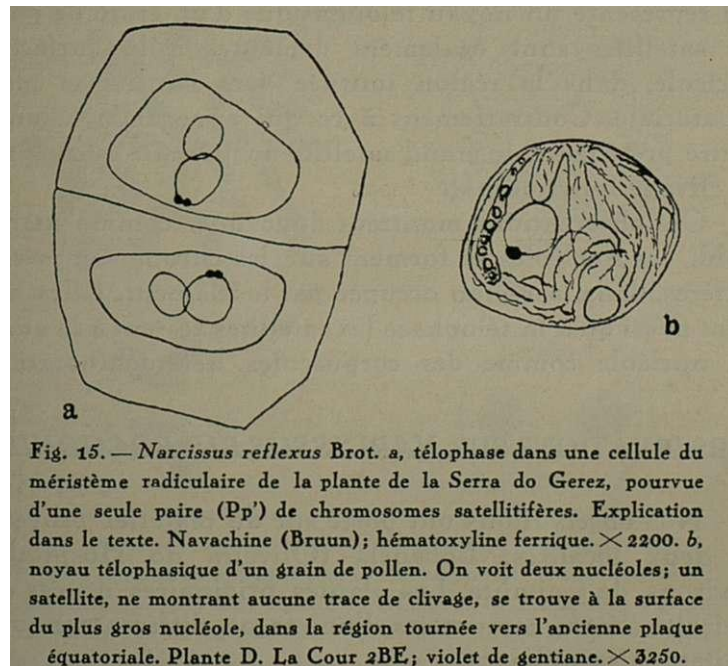


Fig. 15. — *Narcissus reflexus* Brot. a, télophase dans une cellule du méristème racinaire de la plante de la Serra do Gerez, pourvue d'une seule paire (Pp') de chromosomes satellitifères. Explication dans le texte. Navachine (Bruun); hématoxyline ferrique.  $\times 2200$ . b, noyau télophasique d'un grain de pollen. On voit deux nucléoles; un satellite, ne montrant aucune trace de clivage, se trouve à la surface du plus gros nucléole, dans la région tournée vers l'ancienne plaque équatoriale. Plante D. La Cour 2BE; violet de gentiane.  $\times 3250$ .

de coloration employée était peu favorable à l'observation des premiers stades de l'apparition du nucléole. Cependant, nous avons trouvé quelques figures dignes d'être remarquées:— La figure 15a représente un des premiers stades de la télophase dans le méristème racinaire de la plante de la Serra do Gerez qui, comme nous l'avons vu, est pourvue de deux satellites assez inégaux, appartenant à la paire Pp. On voit, d'accord avec le nombre de satellites, deux nucléoles inégaux dans chacun des noyaux-fils. À la surface de chacun des nucléoles plus volumineux, dans la

région tournée vers l'ancienne plaque équatoriale, séjourne un corpuscule intensément coloré et clivé longitudinalement. Ce corpuscule correspondant au plus gros satellite, le grand nucléole qui le porte a été élaboré par le chromosome Pp' pourvu de ce satellite. Nous n'avons remarqué aucun corpuscule à la surface du petit nucléole. Ce corps émanant de l'autre chromosome Pp', porteur du petit satellite, et celui-ci étant très petit, nous croyons que nous n'avons pu l'observer à cause de sa petitesse même. Dans la figure 15 *b*, qui représente un noyau télophasique d'un grain de pollen, les satellites sont également demeurés à la surface du nucléole, dans la région tournée vers l'ancienne plaque équatoriale. Contrairement à ce qui apparaissait dans la figure précédente, le grand satellite ne présente aucune trace de clivage longitudinal.

Ces observations montrent donc que, comme HEITZ l'a établi, les nucléoles se forment sur les chromosomes satellitifères, dans la région occupée par le filament. Elles montrent aussi qu'à la télophase les satellites restent à la surface du nucléole comme des corpuscules hétérochromatiques.

#### OBSERVATIONS SUR *NARCISSUS BULBOCODIUM* L.

Nos observations ont porté sur du matériel provenant de deux localités: Bobadela (Oliveira do Hospital) et environs de Coimbra. Les plantes originaires de ces deux endroits s'étant comportées d'une façon différente, nous les traiterons séparément.

##### *NARCISSUS BULBOCODIUM* DE BOBADELA

La garniture chromosomique des plantes de cette localité, déterminée par l'étude des métaphases du méristème racinaire, peut être représentée par la formule suivante (fig. 16 a):

$$2n = 6 Lp + 2 1m + 4 PP + 2 Pp'$$

Ces plantes sont donc diploïdes et possèdent une paire de chromosomes satellitifères Pp' (fig. 16 a, *b*) semblable à la paire satellitifère que nous rencontrons chez quelques

autres espèces du genre (*N. reflexus*, *N. triandrus*, *7Sf. pseudonarcissus*, etc.).

Correspondant à l'existence de deux chromosomes satellitifères, le nombre maximum de nucléoles que nous avons trouvé dans les noyaux télophasiques et interphasiques est deux (fig. 16 c).

Les chromosomes satellitifères sont les seuls attachés au nucléole pendant la prophase, ainsi qu'en témoigne la

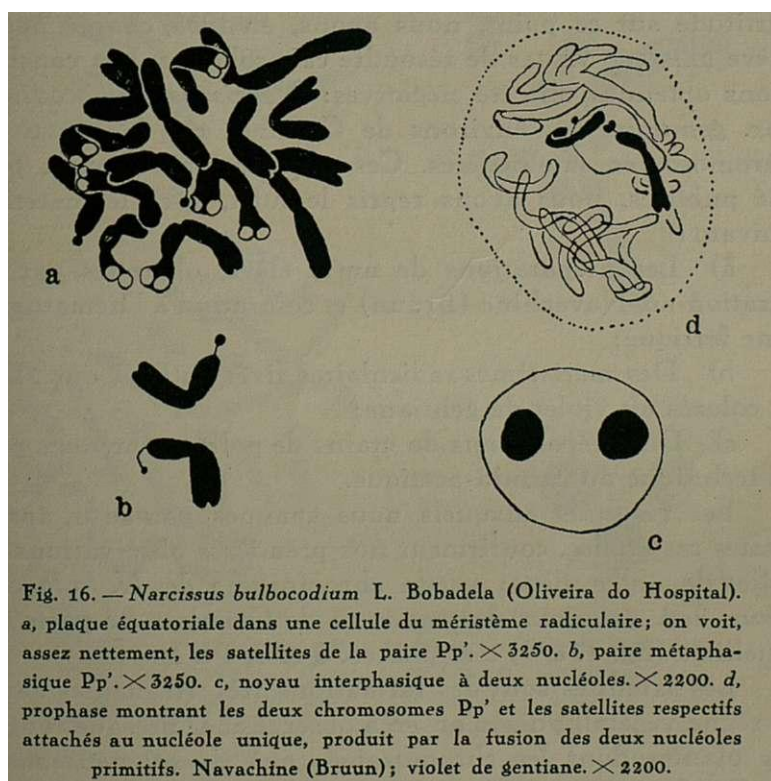


fig. 16 d. Nous n'avons pas pu étudier la mitose dans les grains de pollen, faute de matériel; toutefois, les images observées dans les prophases du méristème racinaire montrent, d'une façon assez nette, que les chromosomes satellitifères sont les seuls attachés au nucléole et, par conséquent, que ce sont eux qui possèdent les régions nucléologéniques.

**NARCISSUS BULBOCODIUM L. VAR. GENUINUS  
DES ENVIRONS DE COIMBRA**

Nous avons déjà étudié, à plusieurs reprises, les chromosomes des plantes de cette localité (FERNANDES, 1930, 1931, 1933, 1934). En dépit de ces fréquents examens, nous n'avons jamais établi, d'une façon probante, l'existence de chromosomes satellitifères dans ces plantes. Pour acquérir une certitude sur ce point, nous avons, en 1933, chargé notre élève RAMALHO VIEGAS de résoudre ce problème. Les conclusions obtenues ont été négatives: *Narcissus bulbocodium* var. *genuinus* des environs de Coimbra est dépourvu de chromosomes satellitifères. Ces observations n'ayant pas été publiées, nous avons repris le sujet, avec le matériel suivant:

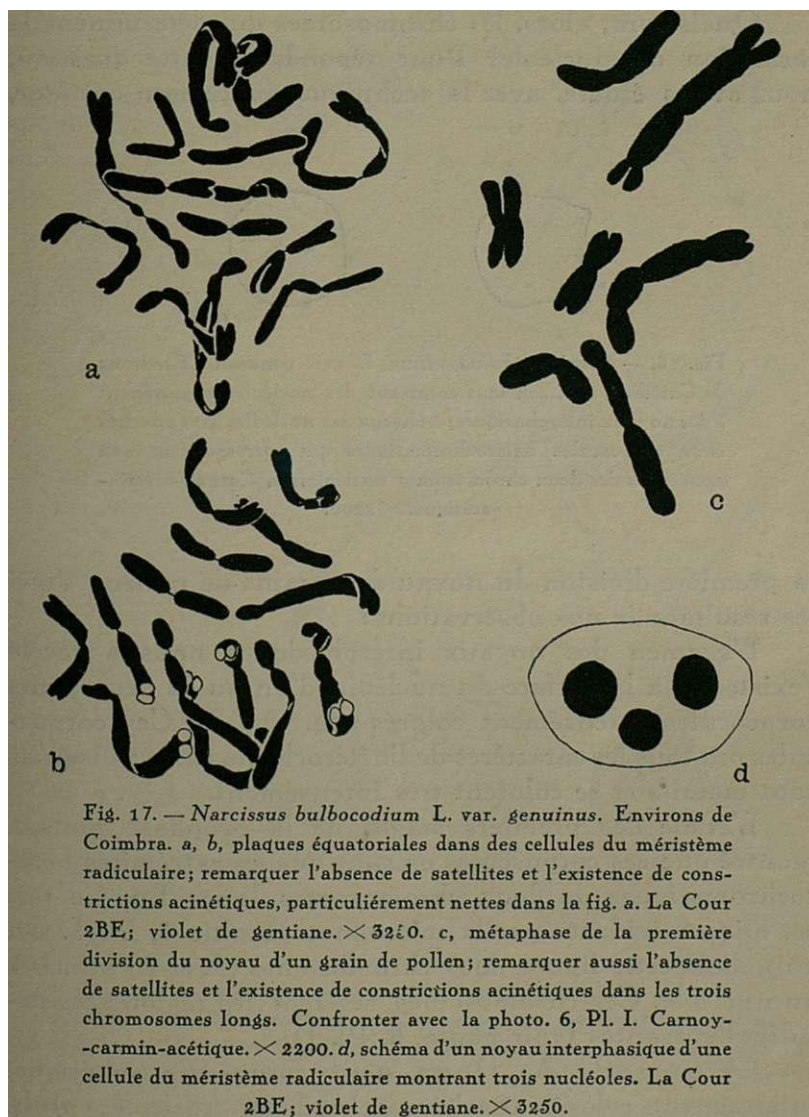
- a) Les préparations de notre élève, obtenues par la fixation au Navachine (Bruun) et coloration à l'hématoxyline ferrique;
- b) Des méristèmes radiculaires fixés au La Cour 2BE. et colorés au violet de gentiane;
- c) Des préparations de grains de pollen, obtenues par la technique du carmin-acétique.

Les résultats auxquels nous sommes parvenus, après toutes ces études, confirment nos premières observations et celles de notre élève: aucun chromosome de *N. bulbocodium* var. *genuinus* des environs de Coimbra ne porte de satellites (fig. 17a, b, c et photos. 6 et 7, Pl. I).

Les satellites sont des formations très fréquentes dans le règne végétal, puisqu'on en a observé chez presque toutes les plantes dont les chromosomes ont été soigneusement étudiés (voir à ce sujet M. NAVACHINE, 1925; KUHN, 1928; et RESENDE, 1936). Cependant, BRUUN (1932), en étudiant de ce point de vue *Primula seclusa*, n'a pas trouvé de satellites. Nos observations sur *Narcissus bulbocodium* var. *genuinus* et ceux de BRUUN montrent donc, en opposition avec HEITZ (1931 b) «wohl heine Pflanze ohne Sat-Chromosomen gibt», qu'il y a des plantes dépourvues de satellites. Nos observations montrent en outre qu'il peut y avoir, dans une



même espèce, des individus (soit races) pourvus de satellites (*N. bulbocodium* de Bobadela) et d'autres individus (soit



racés) dépourvus de ces formations (*N. bulbocodium* var. *Éenuinus*).

Malgré l'absence de chromosomes satellitifères, nous

avons remarqué trois nucléoles d'aspect normal dans les premiers stades de la telophase et dans quelques noyaux interphasiques de cellules du méristème racinaire (fig. 17 *d*).

Quels sont, alors, les chromosomes qui déterminent la formation du nucléole? Pour répondre à cette question, nous avons étudié, avec la technique du carmin-acétique,

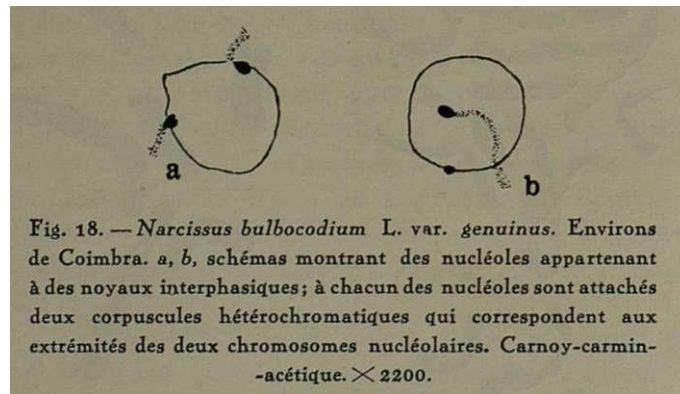


Fig. 18. — *Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus*. Environs de Coimbra. *a, b*, schémas montrant des nucléoles appartenant à des noyaux interphasiques; à chacun des nucléoles sont attachés deux corpuscules hétérochromatiques qui correspondent aux extrémités des deux chromosomes nucléolaires. Carnoy-carmin-acétique.  $\times 2200$ .

la première division du noyau des grains de pollen. Voici les résultats de nos observations:

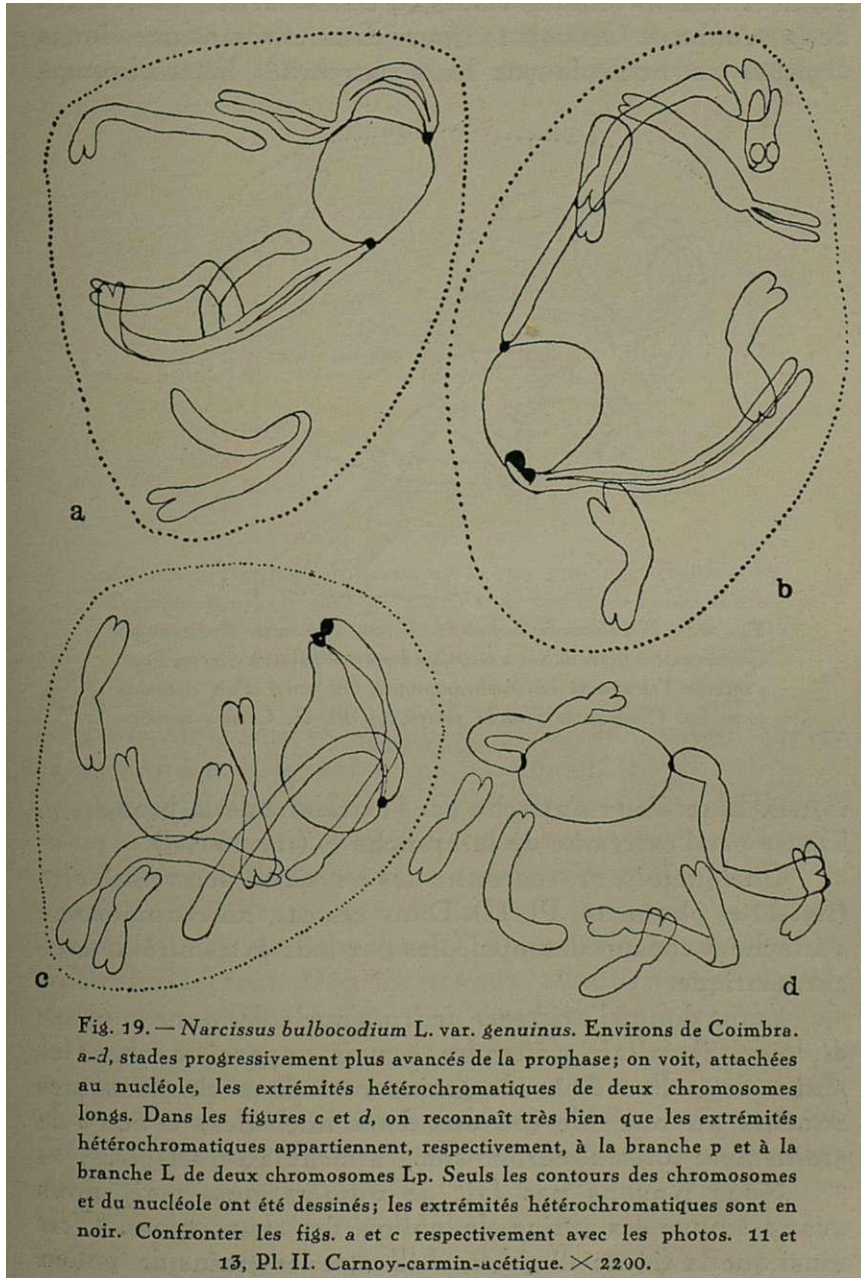
L'examen des noyaux interphasiques nous a révélé l'existence, à la surface du nucléole, d'un ou de deux petits corpuscules intensément colorés (fig. 18 *a, b*). Ces corpuscules ont tous les caractères de l'hétérochromatine, puisqu'ils sont massifs et se colorent très intensément.

L'étude des premiers stades de la prophase nous a montré que ces corpuscules ne sont que les extrémités hétérochromatiques de deux chromosomes longs Lp. Ce fait est mis en évidence par la microphotographie 8, Pl. I. On voit, dans cette figure, deux chromosomes (A et B) attachés au nucléole. Ces chromosomes révèlent les régions constitutives suivantes (voir photo. 8, Pl. I):

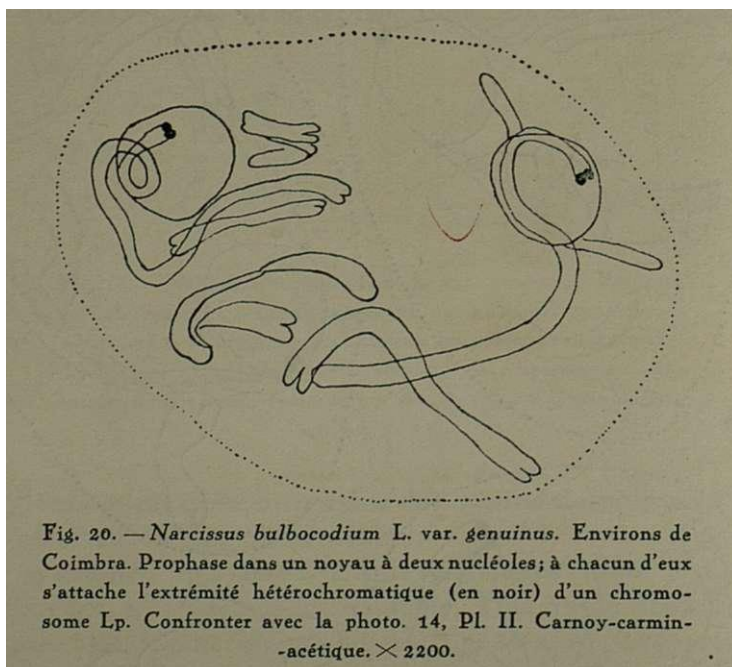
Chromosome A: 1) un petit corpuscule sphérique, intensément coloré, attaché au bord du nucléole; p) la branche p; 2) la constriction cinétique; 3) la constriction acinétique de la branche L; L) la branche distale L.

Chromosome B: p) la branche proximale p; 2) la constriction cinétique; L) la branche distale L; 1) l'extré-

mité hétérochromatique de la branche L attachée au nucléole.



Ces observations ont été confirmées par l'étude des stades plus avancés. Ainsi, la figure 19a, *b*, *c*, *d* et les photos. **11,12** et **13** montrent des stades successivement plus avancés de la prophase. On voit toujours deux chromosomes longs attachés au nucléole par leurs extrémités bétérochroma-



tiques. L'un d'eux s'attache par l'extrémité de la branche p, l'autre par l'extrémité de la branche L (fig. 19c, *d*).

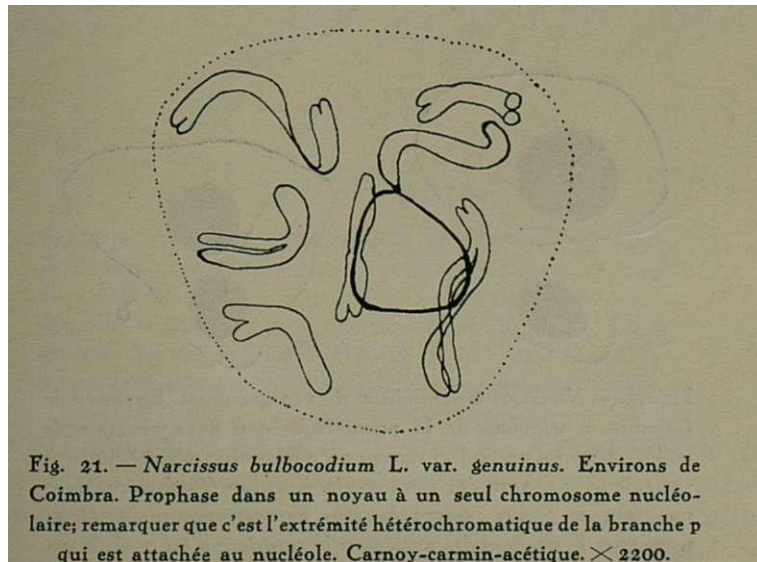
Quelquefois, on rencontre des noyaux à deux nucléoles (fig. 20 et photo. 14, Pl. II). Dans ces cas, un chromosome s'attache à chacun des nucléoles par leur extrémité hétérochromatique.

Etant donné l'existence de trois nucléoles dans la phase diploïde, il fallait s'attendre à voir apparaître chez les grains de pollen 50 % de grains avec deux chromosomes attachés au nucléole (ou aux deux nucléoles) et 50 % & grains avec un seul chromosome attaché au nucléole.

Nous n'avons pas fait de numérations, mais nous avons trouvé des grains de pollen des deux types. C'est ainsi que la figure 19a, *b*, *c*, *d* illustre les grains de pollen

du premier type et la figure 21 et la photo. 15, Pl. II ceux du deuxième.

L'étude des premiers stades de la telophase a confirmé les observations de la prophase, puisque nous avons trouvé des grains de pollen qui, à ce stade, présentent un seul



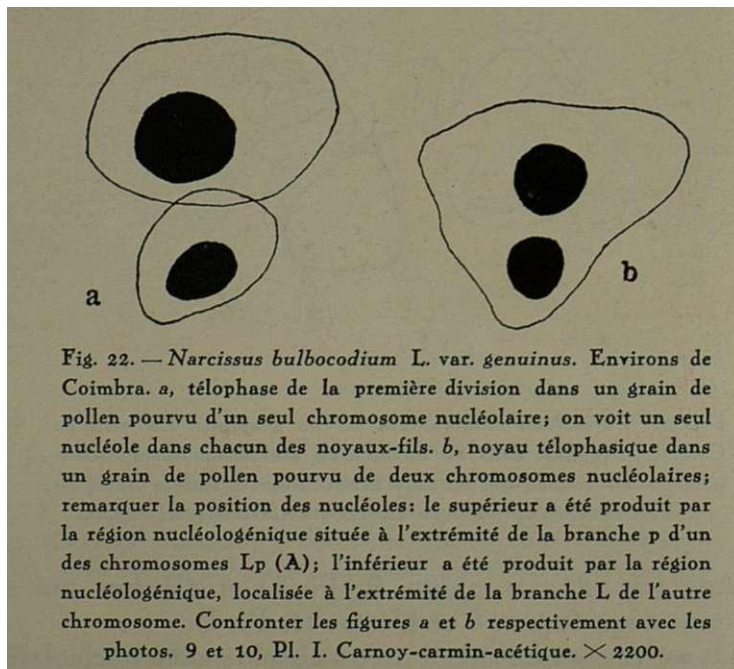
nucléole (fia. 22 a et photo. 9, Pl. I) et d'autres qui en montrent deux (fig. 22 & et photo. 10, Pl. I).

Dans les cas où il n'y a qu'un chromosome nucléolaire, nous avons remarqué qu'il s'attache toujours au nucléole par l'extrémité de la branche p; lorsqu'il y en a deux, l'un s'attache par l'extrémité de la branche p et l'autre par l'extrémité de la branche L. Dans ce dernier cas, les nucléoles doivent, dans les noyaux télophasiques, occuper des positions différentes: l'un, produit par l'extrémité de la branche p, doit être situé dans la région supérieure du noyau et l'autre, élaboré par l'extrémité de la branche L, doit être situé dans la région inférieure. L'étude de quelques té phases nous a montré que les choses se passent ainsi (fig. 226 et photo. 10, Pl. I).

Nous pouvons donc dire que *N. bulbocodium* var. *genuinus* possède, dans la phase diploïde, trois chromosomes

nucléolaires dont deux homologues et un autre appartenant à une autre paire.

Les chromosomes nucléolaires restent attachés au nucléole jusqu'aux derniers stades de la prophase (fig. 19â). Parfois, cependant, ils peuvent se détacher du nucléole avant sa complète dissolution, ainsi qu'en témoigne la figure 23. A

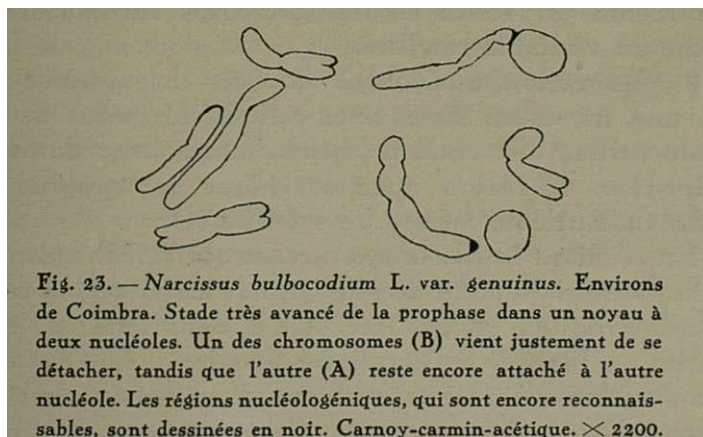


ce stade, les régions nucléologéniques sont encore reconnaissables (fig. 23), mais cela n'arrive pas à la métaphase.

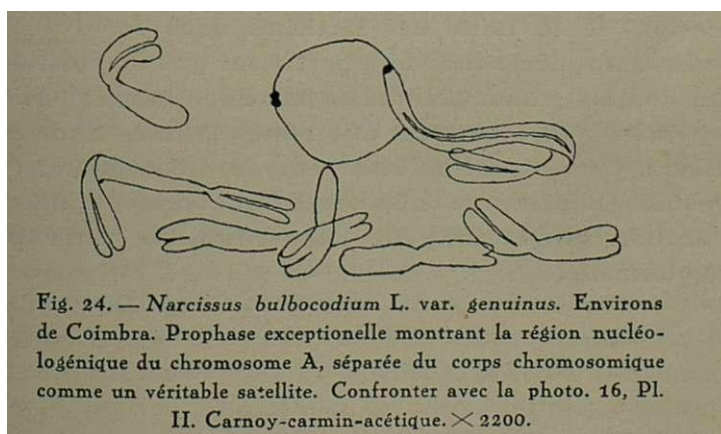
Parmi les nombreuses figures de prophase que nous avons examinées, nous en avons trouvé une vraiment remarquable (fig. 24 et photo. 16, Pl. II). Elle présente la garniture chromosomique normale, mais, contrairement à ce qui a lieu dans les figures normales, on voit, à la surface du nucléole, un corpuscule hétérochromatique, clivé longitudinalement. Ce corpuscule correspond à la région nucléologénique du chromosome A (région nucléologénique localisée à l'extrémité de la branche p). Le chromosome B présente son aspect ordinaire, puisqu'il possède l'extré-

mité hétérochromatique de la branche L dans sa position normale.

Nous pouvons donner deux explications de l'apparition de cette figure exceptionnelle:



1 — La position du point de plus grande activité de la région nucléogénique n'est pas toujours la même dans les différentes cellules. Normalement, ce point est localisé à



l'extrémité dans les deux chromosomes et, ainsi, les régions nucléogéniques restent attachées au corps chromosomique. On obtient ainsi les aspects normaux que nous avons très souvent présentés.

Dans la cellule qui a donné naissance à la figure

décrite, le point de plus grande activité du chromosome A est localisé dans la région opposée. De cette façon, le nucléole, élaboré par ce chromosome, s'est développé entre le corps chromosomique et la région nucléogénique et cette région est restée séparée du corps chromosomique comme un véritable satellite.

2— La région nucléogénique du chromosome A a subi une inversion dans cette cellule. Le point de plus grande activité est resté le même, mais, étant donnée sa localisation, la région nucléogénique est apparue à la surface du nucléole comme un satellite (1).

En étudiant le *Zea mays*, MCCINTOCK (1934) a constaté que la position du point de plus grande activité de la région nucléogénique n'est pas fixe. Ainsi, dans certaines races, ce point est localisé à l'extrémité distale; dans d'autres, il se trouve dans la région médiane; et enfin, dans d'autres encore, à l'extrémité proximale. Ces variations sont mises en évidence par des modifications correspondantes de la taille des satellites.

Nos observations antérieures sur *Narcissus reflexus* et *N. triandrus* (FERNANDES, 1935), mettant en évidence une variation de la taille des satellites dans les différentes cellules d'un même individu, montrent que la position du point de plus grande activité de la région nucléogénique peut varier aussi dans les différentes cellules d'un même individu. Cette variation étant établie, nous croyons plus probable la première hypothèse, qui nous donne une explication satisfaisante de l'apparition de cette figure exceptionnelle.

(1) En dehors de ces deux hypothèses, nous pouvons encore avancer une autre explication. Comme l'extrémité du corps chromosomique du chromosome A n'était pas parfaitement attachée au nucléole, nous pouvons penser que l'aspect décrit a été produit par un accident de manipulation. Pendant la dissociation des anthères, le chromosome A a pu être fragmenté précisément au point où s'attache la région nucléogénique. Cependant, nous ne croyons pas cette hypothèse vraisemblable.



## DISCUSSION

Le résultat le plus important de nos observations est la confirmation de la thèse de MCCINTOCK (1934): le nucléole est produit, à la télophase, par une région spéciale, intensément colorée (hétérochromatique) existant dans certains chromosomes (*Nukleolenchromosomen; chromosomes nucléolaires* ).

Le fait que l'élaboration du nucléole doit être attribuée à l'action de cette région et non à celle du filament du satellite, comme HEITZ le prétend, est rendu manifeste par le comportement du *N. bulbocodium* L. var. *énuinus* des environs de Coimbra. En effet, dans ces plantes, les chromosomes nucléolaires ont des régions nucléologéniques terminales et ne possèdent pas de filaments; cependant, ces chromosomes é borent les nucléoles d'une façon entièrement normal.

En étudiant *Frullania dilatata*, LORBEER (1934) a constaté que les chromosomes nucléolaires de cette plante sont attachés au nucléole par les extrémités hétérochromatiques, et que ces chromosomes sont dépourvus de filaments. L'auteur a été ainsi amené à conclure que le filament ne doit pas être indispensable à la formation du nucléole.

Comme on le voit, nos observations et celles de LORBEER conduisent à la même conclusion et ces observations ayant été faites sur des plantes appartenant à des groupes taxonomiques très séparés (Hépatiques et Monocotylédones), nous croyons qu'elles doivent avoir une portée générale.

Il est encore un autre fait qui milite contre HEITZ: les trois chromosomes longs de la garniture de *N. bulbocodium* et de *N. reflexus* possèdent des constriction acinétiques qui apparaissent très souvent (particulièrement dans le matériel fixé au liquide de La Cour 2BE), dans les métaphases, étirées, en formant des filaments. Etant donné que ces constriction n'entrent pas en relation avec le nucléole, l'accumulation de la matière nucléolaire n'a jamais lieu dans ces régions, comme cela devrait se produire si l'hypo-

thèse de HEITZ était correcte. Nos observations montrent, en toute évidence, que la matière nucléolaire s'accumule seulement sous l'influence des régions nucléologéniques, malgré l'absence de filament.

HEITZ (1931) considère comme synonymes les expressions *Tsfukleolenchromosomen* et *Sat-Chromosomen*. Ceci ne saurait être maintenu, puisque nos observations indiquent qu'il y a des chromosomes nucléolaires (*N. bulbocodium* var. *genuinus*) qui ne sont pas des chromosomes satellitifères. D'après ces mêmes observations, nous pouvons dire que les chromosomes satellitifères sont des chromosomes nucléolaires, mais que tous les chromosomes nucléolaires ne sont pas des chromosomes satellitifères.

L'analyse des observations faites sur *N. reflexus* montre que les satellites et les extrémités chromosomiques adjacentes aux satellites ont tous les caractères de l'hétérochromatine, puisque ces régions ne subissent pas de transformations télophasiques et se colorent très intensément pendant la prophase. Etant donné l'identité entre les satellites et les extrémités adjacentes, nous sommes portés à conclure que les satellites de *N. reflexus* appartiennent, comme les extrémités de leurs chromosomes, à la région nucléologénique.

Le comportement des satellites de *Narcissus reflexus* est tout à fait différent de celui du satellite de *Zea mays*, puisque, comme MCCXINTOCK (1934) l'a bien démontré, ce corps est euchromatique, contrairement à ce qui arrive à la région nucléologénique.

Ces faits nous amènent à établir l'existence de deux types de satellites dans le règne végétal:

- 1) *Satellites hétérochromatiq[ue]s*, ayant tous les caractères de la région nucléologénique;
- 2) *Satellites euchromatiq[ue]s*, qui n'ont pas les caractères de la région nucléologénique.

Nous concevons ces deux types de satellites de la façon suivante: —Les satellites du premier type résultent de l'existence de régions nucléologéniques, situées à l'extrémité des chromosomes. Lorsque le point de plus grande activité de cette région est localisé précisément à l'extrémité, il ne se formera aucun satellite (cas du *N. bulbocodium* L. var.

*éenuinus*); quand ce point est localisé dans une région intermédiaire, il se développera un satellite plus ou moins étendu, selon l'écart plus ou moins considérable existant entre ce point et l'extrémité; et, finalement, si ce point est localisé à l'extrémité proximale, toute la région nucléologique deviendra un satellite (1).

Ainsi, les satellites hétérochromatiques peuvent représenter ou bien une partie de la région nucléologique, ou bien cette région tout entière. Nous pourrions donc diviser les satellites hétérochromatiques en deux catégories:

a) *holosatellites*, s'ils représentent la région nucléologique complète;

b) *mérosatellites*, s'ils ne représentent qu'une partie plus ou moins étendue de cette région.

Les satellites du deuxième type (satellites euchromatiques) résultent de l'existence de régions nucléologiques localisées ailleurs qu'à l'extrémité des chromosomes. Ces satellites pourront être plus ou moins étendus, selon la distance qui sépare la région nucléologique de l'extrémité du chromosome. Les satellites de *Zea mays*, étudiés par MCCLEINTOCK (1934), appartiennent à ce type.

Quelques auteurs (S. NAVACHINE, 1912; M. NAVACHINE, 1925, 1929; BARANOV, 1926; SENJANINOVA, 1926; SOROKINE, 1929; KACHIDZE, 1929; et DELAUNAY, 1929) ont réussi à observer des satellites à la surface du nucléole pendant l'interphase et les premiers stades de la prophase. D'autres auteurs, par contre, avec un matériel différent, ne sont jamais parvenus à les voir. S. NAVACHINE lui-même (cité par GHIMPU, 1930), étudiant *Tulipa Greigi*, n'a pas signalé la présence de satellites sur le nucléole. Cet auteur est ainsi amené à établir deux catégories de satellites: ceux qui séjournent sur le nucléole (satellites *genuini*) et ceux qui n'y séjournent pas (satellites *non-typiques*). Ces deux catégories doivent correspondre aux deux types (satellites *hétérochromatiques* et satellites *euchromatiques*) que nous avons distin-

(1) Cette conception est basée sur l'hypothèse que la position du point de plus grande activité de la région nucléologique n'est pas toujours la même. Ce fait, cependant, est maintenant bien établi par les observations de McCLEINTOCK (1934) et par les nôtres.

gués. Les satellites *genuini* sont hétérochromatiques, ne subissent pas les transformations télophasiques et, pour cette raison, sont visibles à la surface du nucléole pendant l'interphase et les premiers stades de la prophase; les satellites non-typiques sont euchromatiques, subissent les transformations télophasiques et n'apparaissent sur le nucléole qu'au moment où la contraction des chromosomes est déjà très avancée.

Quant à la question de savoir quel est le type le plus fréquent dans le règne végétal, il nous faut attendre de nouvelles recherches pour la résoudre. Nous croyons, toutefois, que les satellites hétérochromatiques, en particulier les mérosatellites, sont les plus fréquents.

Nous pouvons donc dire que les satellites ne sont pas les formations mystérieuses qui ont si longtemps intrigué les cytologistes. Nous comprenons maintenant assez bien que ces formations sont: ou des parties de régions nucléologéniques ou des régions nucléologéniques entières, ou encore des portions chromosomiques séparées de la région nucléologénique par un filament provenant de la croissance du nucléole.

Une autre question est celle de la position du point de plus grande activité de la région nucléologénique. MCCXINTOCK (1934) a constaté, comme nous l'avons déjà dit, que la position de ce point peut varier dans les différentes races de *Zea mays*. Nos observations sur le *N. bulbocodium* var. *genuinus* des environs de Coimbra ont montré de plus que cette variation peut même exister dans les différentes cellules d'un même individu (fig. 24).

Dans la première partie de ce travail (FERNANDES, 1935), nous avons constaté que, chez *N. reflexus* et *N. triandrus*, la taille des satellites métaphasiques n'était pas toujours la même chez les différents individus. En outre, nous avons découvert qu'une légère variation pouvait se produire dans les différentes cellules d'un même individu. Dans ce même travail, nous avons cherché à expliquer la variation de la taille des satellites de la paire Pp' en appliquant les données de MCCXINTOCK sur la variation de la position du point de plus grande activité de la région nucléologénique. Mais, à

cette date, nous avons rejeté l'explication que nous offraient les données de MCCLINTOCK pour les deux raisons suivantes (voir FERNANDES, 1935):

1) La branche p a une longueur à peu près constante dans tous les chromosomes. Cela ne devrait pas être si la dimension des satellites variait pour la raison indiquée ci-dessus. Pour que cette hypothèse fût correcte, il faudrait que nous ayons constaté que la branche p est plus courte chez les chromosomes à grands satellites que chez ceux à petits satellites. Dans le cas de satellites très petits, le chromosome devrait être isobrachial, et son satellite situé à l'extrémité de la branche. Ce n'est pas le cas, car, ainsi que nous l'avons dit, la longueur de la branche est la même dans tous les types satellitifères, sans aucune relation avec la grandeur des satellites.

2) Si nous admettons cette hypothèse, nous ne pourrions pas expliquer la variabilité de la grandeur des satellites dans les cellules d'un même individu, sauf si nous admettons que la position du point de plus grande activité du «nucleolar-organizing body» est aussi variable dans les diverses cellules d'un même individu. Cette supposition, cependant, n'est pas en accord avec les observations de MCCLINTOCK.

Cette seconde raison ne saurait être maintenue, car nos observations actuelles sur *N. bulhocodium* var. *genuinus* montrent, de toute évidence, que la position du point de plus grande activité de la région nucléogénique peut varier dans les différentes cellules d'un même individu, ce qui nous permet d'expliquer la variation de la taille des satellites dans ces cellules.

Quant à la première raison, les choses sont un peu plus complexes. Nous ne pouvons pas considérer la constance de la longueur de la branche p comme fermement établie, car nous n'avons pas mesuré cette branche et les images des divers chromosomes ont été prises sur des figures appartenant à des racines de plantes différentes et localisées dans des régions diverses.

Bien que la longueur de la branche p ne soit pas rigoureusement comparable dans tous les chromosomes, l'étude de la figure 39 de notre travail antérieur (FERNANDES, 1935)

montre que la variation de la taille du satellite ne peut être expliquée, d'une façon satisfaisante, par la seule variation de la position du point de plus grande activité de la région nucléogénique. En effet, si cette variation était la seule responsable de la différence de taille du satellite, les derniers chromosomes de la série, où le point de plus grande activité est terminal, devraient être isobrachiaux ou presque. Or, il n'en est pas ainsi.

Au sujet de la variation de dimension des satellites, il est très important de remarquer que le chromosome L'pi des plantes dont les chromosomes Pp' possédaient les plus grands satellites (racine n.º 1 des plantes brévistylées) n'avait pas de satellite. Etant donné que le satellite du chromosome Pp' représente tout ou partie de la région nucléogénique, nous croyons qu'une portion de cette région a subi une translocation et a été reliée au chromosome L'pi, engendrant ainsi le satellite de ce chromosome. Cette translocation pourrait donc être responsable en partie du changement de taille du satellite.

Nous basant sur la figure 39 de notre précédent travail, illustrant la variation de la dimension du satellite de la paire Pp', nous croyons que cette variation peut très probablement s'expliquer de la façon suivante:—Les plantes pourvues de grands satellites (les trois premiers, dans la figure mentionnée) sont primitives. Dans ces plantes, le point de plus grande activité de la région nucléogénique est localisé à l'extrémité proximale et, ainsi, le satellite correspond à toute la région nucléogénique. Par la suite, une partie du satellite a été détachée puis reliée au chromosome Lpi; cette translocation a ainsi causé une diminution considérable de la taille du satellite: les chromosomes 4, S et 6 de la série représentant cette dimension.

Après cela, l'autre variation pourrait être expliquée par le seul changement de position du point de plus grande activité de la région nucléogénique. Nous croyons que cette hypothèse est très probable, puisqu'elle explique très bien les faits observés.

Nos observations, tout en montrant que la taille des satellites varie dans les différents individus, nous amènent

à la conclusion suivante: *chez Narcissus reflexus et N. triandrus, la région nucléogénique des chromosomes nucléolaires ne possède pas un point de plus grande activité bien défini; le nucléole peut être élaboré par un point quelconque de cette région.*

Chez *Zea mays*, MCCINTOCK (1934) a constaté que la position de ce point est un caractère raciale. Cette conclusion ne s'applique pas à *N. reflexus* et à *N. triandrus* pour les deux raisons suivantes:

1) Ayant examiné un très petit nombre de plantes (28) nous avons trouvé un nombre de conformations satellitifères excessivement élevé;

2) Si cette variation est un caractère raciale, nous ne pouvons pas comprendre la variation dans les différentes cellules d'un même individu.

Les recherches sur les satellites ont mis en évidence l'existence de plantes chez lesquelles la taille des satellites est variable; cependant, il y en a d'autres où les auteurs n'ont trouvé aucune variation. Nous croyons que l'on peut concilier ces résultats en supposant que, dans les premières plantes, la position du point de plus grande activité n'est pas encore fixée, et que dans les autres elle est déjà fixée.

Nous ne connaissons pas encore le mécanisme qui préside à l'établissement du point de plus grande activité; cependant, nous pouvons supposer que, chez les plantes où ce point a une position variable, des races possédant un point fixe pourront apparaître et devenir stables par sélection naturelle.

Une autre question très difficile à résoudre est celle de la nature et du comportement du filament.

Dans quelques figures d'interphase, nous avons constaté que le satellite ne reposait pas précisément sur le nucléole, mais qu'il y était relié par un mince filament (fig. 1 a, c, d, g). Il est probable que ce filament est une petite portion du filament satellitifère. Dans une autre figure (fig. 1j), nous avons remarqué l'existence d'un filament complet, séjournant à la surface du nucléole et reliant le satellite à l'extrémité bétérochromatique du chromosome Pp'.

Dans les premiers stades de la prophase, le filament n'a été visible que sur une seule figure (fig. 11 et photo. 3, Pl. I). Là, le filament séjournait à la surface du nucléole, mais nous n'avons pas réussi à établir l'existence d'une liaison avec l'extrémité hétérochromatique du chromosome respectif. Dans les stades moyens, nous n'avons également rencontré qu'une seule figure (photo. 4, Pl. I) laissant voir le filament. Il apparaissait, comme dans les autres cas, à la surface du nucléole et était relié à l'extrémité hétérochromatique du chromosome respectif. Dans les stades plus avancés, lorsque les chromosomes sont presque sur le point d'acquiescer les dimensions métaphasiques, les filaments se voient plus fréquemment. Ils séjournent, comme les satellites, à la surface du nucléole (fig. 13 A, i), ou bien ils sont déjà détachés de ce corps. D'après ces observations, nous croyons pouvoir attribuer au filament le cycle évolutif suivant:—A la telophase, si le point de plus grande activité de la région nucléogénique reste le même que dans la cinèse précédente, la substance nucléolaire se dépose sur la région du filament. Par suite de la croissance du nucléole, le filament s'étire plus ou moins selon la grandeur qu'atteindra ce corps. Ensuite, il restera, pendant la telophase et l'interphase, comme un filament très mince, à la surface du nucléole, relié d'un côté au satellite et au chromosome de l'autre. Pendant la prophase, il se raccourcit à fur et à mesure que le nucléole se dissout et peut se détacher avec le satellite avant la complète dissolution du nucléole ou rester à la surface de ce corps jusqu'à sa complète dissolution.

Nous avons peu de choses à dire sur la nature du filament. Avec la réaction nucléale de FEULGEN-ROSSENHECK, HETZ (1931) a constaté que les satellites se coloraient intensément, donnant ainsi la réaction indicatrice de l'existence d'acide thymonucléique. Par contre, les filaments des chromosomes satellitifères de *Vicia* n'étaient pas mis en évidence par l'emploi de cette méthode. Bien que nous n'ayons pas appliqué la réaction nucléale de FEULGEN-ROSSENHECK à notre matériel, il nous semble que nos observations ne s'accordent pas entièrement avec celles de HETZ, car, dans les cas très rares où nous avons pu observer le filament du satellite du



chromosome Pp', ce filament présentait, dans les préparations colorées au carmin-acétique, une coloration plus intense que celle du nucléole, semblable à celle du satellite et de l'extrémité hétérochromatique du chromosome.

Cette observation nous a conduit à penser que, dans les cas où le point de plus grande activité de la région nucléogénique est localisé hors des extrémités, le filament est peut-être formé par la substance de la région nucléogénique elle-même. Dans les cas où le point de plus grande activité est terminal, le filament pourra être formé par la substance de la région nucléogénique ou par une autre substance chromosomique. S'il en était ainsi, nos observations pourraient s'accorder avec celles de HEITZ, en supposant que les observations de cet auteur aient porté sur du matériel où le point de plus grande activité de la région nucléogénique était terminal (localisé à l'extrémité proximale ou distale) et le filament constitué par une substance dépourvue d'acide thymonucléique.

Comme on le voit, les données que nous possédons sur les filaments sont peu nombreuses, ceux-ci étant très difficiles à mettre en évidence dans les premiers stades de la prophase. Quelle en est la raison? Est-ce parce qu'ils sont trop minces? ou parce qu'ils se colorent de la même façon que le nucléole? Autant de questions sur lesquelles nous appelons l'attention des investigateurs, puisque notre matériel ne nous a fourni aucune réponse.

En ce qui concerne le comportement des constriction acinétiques, nous avons constaté qu'elles n'entrent jamais en relation avec le nucléole. Ces constriction sont donc d'une nature tout à fait différente de celle des constriction trouvées par HEITZ dans les espèces du genre *Vicia*, dans le *Drosophyllum lusitanicum*, etc. On remarque également, contrairement à ce qui arrive chez les espèces ci-dessus, que les constriction observées dans notre matériel sont rarement étirées en filaments (cela arrive avec la fixation au La Cour 2BE). Nous ignorons complètement la signification de ces constriction.

Nous voulons maintenant essayer de retracer, d'une façon générale, le cycle évolutif des satellites.

1) *Satellites hétérochromatiques.* a) *Holosatellites*

(1). A la télophase, le satellite, comme d'ailleurs les chromosomes, se trouve déjà clivé longitudinalement. La matière nucléolaire se dépose entre le satellite et l'extrémité du corps chromosomique. Avec la croissance du nucléole, le filament, déjà existant ou développé de nouveau à ce moment, s'étire et reste à la surface du nucléole. Les parties euchromatiques du chromosome nucléolaire subissent les transformations télophasiques et seul le satellite reste comme un corps massif attaché au nucléole, dans la région tournée vers l'ancienne plaque équatoriale. Dans les stades plus avancés de la télophase et dans l'interphase, les nucléoles (dans les cas où leur nombre est supérieur à un) se fusionnent d'une façon variable et leur nombre diminue (en général ce nombre est réduit à un ou deux). A l'interphase, les satellites continuent à séjourner à la surface du nucléole, reliés par le filament à leur chromosome respectif qui, à ce moment, fait partie du «réseau». Par suite de la fusion des nucléoles et des mouvements télophasiques, les filaments peuvent quitter leur position initiale, et gagner des positions secondaires.

Pendant la prophase, les chromosomes satellitifères restent attachés au nucléole pendant un temps plus ou moins long. Le détachement peut avoir lieu à différents moments de la prophase: rarement dans les premiers stades; plus fréquemment dans les moyens; et encore plus souvent dans les derniers. Les chromosomes longs se détachent, en général, plus tôt que les courts; cependant, il y a des cas où les chromosomes longs et courts restent attachés au nucléole jusqu'à sa complète dissolution.

A notre avis, ces faits deviennent compréhensibles si l'on admet que le moment où se produit le détachement des chromosomes satellitifères dépend des facteurs suivants:

(1) Nous considérons le cas plus fréquent, celui où il a plus d'un nucléole.

a) Position occupée par le satellite et le filament respectif au commencement de la prophase;

b) Traction exercée par le raccourcissement du chromosome satellitifère (le filament y compris) et par d'autres mouvements prophasiques ;

c) Dissolution du nucléole.

Ainsi, on comprend:

1.<sup>er</sup> Que les chromosomes longs dont les satellites et les filaments respectifs occupent les positions les plus favorables soient les premiers à se détacher, puisque la traction exercée par leur raccourcissement et les autres mouvements de la prophase pourront suffire à les séparer;

2.<sup>ème</sup> Que les chromosomes longs dont les satellites et les filaments respectifs occupent des positions moins favorables soient détachés plus tard, puisque la force produite par le raccourcissement des chromosomes et par leur mouvement a besoin d'être renforcé par la dissolution du nucléole;

3.<sup>ème</sup> Que les chromosomes longs qui ont des positions peu favorables et les chromosomes courts se maintiennent attachés au nucléole jusqu'à la fin de la prophase. Quelquefois, ces chromosomes peuvent se détacher avant la complète dissolution du nucléole, mais, dans la plupart des cas, ils restent attachés à ce corps jusqu'à sa disparition. Ces cas sont les plus fréquents.

Après la prophase, les satellites évoluent comme les chromosomes qui les portent.

b) *Mérosatellites*. — À la télophase, la matière nucléolaire se dépose entre les deux parties hétérochromatiques de la région nucléologénique. Deux corpuscules hétérochromatiques, correspondant à chaque chromosome satellitifère, resteront à la surface du nucléole pendant la télophase et l'interphase. Pendant la prophase, on verra le satellite et l'extrémité hétérochromatique du chromosome attachés au nucléole. Du reste, le cycle évolutif des mérosatellites est le même que celui que nous avons décrit chez les holosatellites.

2) *Satellites euchromatiques*\_\_\_\_\_Les satellites de ce

type, qui résultent, comme nous l'avons vu, de l'existence de régions nucléologéniques qui ne sont pas situées à l'extrémité des chromosomes, subissent, pendant la telophase, les transformations de l'euchromatine. Ils ne seront donc pas visibles pendant la telophase et l'interphase. Seule la région nucléologénique, entière ou divisée en deux parties, sera visible à la surface du nucléole. Pendant la prophase, le satellite apparaîtra comme un segment chromosomique plus ou moins étendu, qui restera attaché au nucléole jusqu'à son détachement, qui aura lieu de la façon décrite pour les holosatellites.

Comme on le voit, le cycle évolutif que nous attribuons aux satellites s'écarte considérablement de celui qui a été proposé par l'école russe et que nous avons résumé au commencement du présent travail.

### RÉSUMÉ ET CONCLUSIONS

1. — Nos observations confirment la thèse de MCCXINTOCK: le nucléole est élaboré, à la telophase, par l'activité d'une région spéciale, intensément colorable (hétérochromatique), existant dans certains chromosomes (chromosomes satellitifères Pp', Lp'3 et I/pi de *N. reflexus*; chromosome satellitifère Pp' de *N. bulbocodium* de Bobadela; et chromosomes non-satellitifères Lp de *N. bulbocodium* L. var. *genuinus* des environs de Coimbra).

MCCXINTOCK dénomme la région qui élabore le nucléole «nucleolar-organizing body», «nucleolar-organizing élément» ou encore «nucleolus-forming région» (SHARP); nous employons l'expression «région nucléologénique», qui nous semble convenir.

2. — Chez certains chromosomes nucléolaires, la région nucléologénique et son point de plus grande activité sont terminaux. Ces chromosomes ne sont pas donc satellitifères (*N. bulbocodium* L. var. *genuinus* des environs de Coimbra). De cette façon, contrairement à HEITZ, nous ne

pouvons pas considérer comme synonymes les expressions *chromosomes nucléolaires* et *chromosomes satellitUères* (respectivement *Nukleolenchrosomen* et *Sat-Chrosomen* de HEITZ). Les chromosomes satellitifères sont des chromosomes qui élaborent des nucléoles, mais tous les chromosomes qui élaborent des nucléoles ne sont pas des chromosomes satellitifères.

3.—Le filament des satellites n'est pas indispensable à la formation du nucléole, comme HEITZ le croit. Il est, comme MCCINTOCK le pense, une formation secondaire, due à la croissance du nucléole.

4.—Nous croyons pouvoir établir l'existence de deux types de satellites dans le règne végétal, d'après leur constitution et leur comportement pendant la mitose:

1) Satellites qui ont tous les caractères de l'hétérochromatine, puisqu'ils sont massifs, ne subissent pas les transformations télophasiques et restent attachés au nucléole pendant la télophase, l'interphase et une partie plus ou moins considérable de la prophase. Etant donné leur nature hétérochromatique, nous les appelons *satellites hétérochromatiq[ues]*. Ces satellites peuvent être partagés en deux catégories: a) *Holosatellites*, qui correspondent à des régions nucléologéniques complètes; b) *Mérosatellites*, qui correspondent à une partie de cette région.

2) Satellites qui ont les caractères de l'euchromatine, puisqu'ils subissent les transformations télophasiques et que, par conséquent, ils ne sont pas visibles à la surface du nucléole pendant l'interphase et les premiers stades de la prophase. A cause de leur nature euchromatique, nous les appelons *satellites euchromatiques*.

Les types de satellites 1 et 2 doivent correspondre aux deux types distingués par S. NAVACHINE (cité par GHIMPU, 1930): *satellites éenuini* et *satellites non-typiq[ues]*.

5. — Les deux ou les trois régions nucléologéniques de la garniture haploïde de *N. reflexus* ne sont pas également actives dans l'élaboration des nucléoles. La région nucléo-

logénique du chromosome Pp' est plus active que celle des chromosomes Lp'3 et I/pi, puisqu'elle élabore un nucléole plus volumineux que les autres.

6.—La position du point de plus grande activité de la région nucléogénique n'est pas toujours la même chez les différents individus de *JSÍ. reflexus*; chez quelques individus, elle varie aussi dans leurs différentes cellules. Cette variabilité est mise en évidence par la variation de la taille des satellites métaphasiques dans les différents individus et dans les différentes cellules d'un même individu.

Il semble que, chez *N. reflexus*, la position du point de plus grande activité n'est pas un caractère raciale, contrairement à ce qui arrive chez *Zea mays*, puisque:

a) Ayant étudié un nombre restreint d'individus, au point de vue de la taille des satellites, nous avons trouvé un nombre très élevé de conformations différentes;

b) La variation peut avoir lieu dans les différentes cellules d'un même individu.

7. — Il semble que, chez *N. bulbocodium* L. var. *genuinus* des environs de Coimbra, la position du point de plus grande activité de la région nucléogénique est plus fixe que chez *N. reflexus*, puisque nous n'avons rencontré, parmi tous les individus étudiés, qu'une seule cellule dans laquelle ce point n'était pas localisé à l'extrémité distale de la région nucléogénique.

8.— Les chromosomes qui élaborent les nucléoles peuvent n'être pas les mêmes chez tous les individus de la même espèce. Ainsi, chez *N. bulbocodium* de Bobadela, le nucléole est élaboré par la paire chromosomique Pp', tandis que chez *N. bulbocodium* var. *genuinus* des environs de Coimbra les nucléoles sont engendrés par les chromosomes longs Lp.

Il peut alors y avoir, chez une même espèce, des individus (soit races) pourvus de satellites et d'autres (soit races) qui en sont privés.

9.— Les constriction acinétiques des chromosomes longs de *N. reflexus* et *N. bulbocodium* n'entrent pas en

relation avec le nucléole. Nos observations avec celles de HEITZ (1931 a, b) montrent donc que, comme chez *Drosophila melanoéaster* [HEITZ, 1933 b, 1935; KAUFFMAN, 1934 (cité d'après HEITZ, 1935)], il y a, chez les plantes, deux types de constrictions acinétiques: 1) celles qui résultent de l'existence de régions nucléologéniques non localisées à l'extrémité des chromosomes (espèces du genre *Vicia*, *Drosophylum lusitanicum*, etc.); 2) celles qui ne sont pas produites par la croissance du nucléole et dont nous ignorons la nature (*Narcissus* et beaucoup d'autres plantes).

Les constrictions acinétiques des chromosomes longs de notre matériel sont étirées très souvent en formant des filaments. Malgré cela, elles ne développent pas de nucléoles, ce qui montre encore que le filament des chromosomes satellitifères n'est pas essentiel pour la déposition de la matière nucléolaire.

10.— Dans les cas où l'on a observé le filament du chromosome Pp' de *N. reflexus* dans les premiers stades de la prophase, il se présentait, dans les préparations obtenues avec la technique du carmin-acétique, coloré comme le satellite et l'extrémité hétérochromatique du chromosome. Nous avons donc été portés à croire que, tout au moins dans les cas des mérosatellites, le filament est constitué par la substance de la région nucléologénique. Dans les cas où le point de plus grande activité est localisé à l'extrémité proximale de la région nucléologénique (holosatellites), le filament pourra être formé par une autre substance.

11.— Les chromosomes nucléolaires pourront rester attachés au nucléole jusqu'à la complète dissolution de ce corps; ils peuvent, au contraire, se détacher plus tôt, à divers moments de la prophase. Les chromosomes longs se détachent, en général, plus tôt que les chromosomes courts.

Le moment où se produit le détachement des satellites dépend, à notre avis, des facteurs suivants:

- 1) Position occupée par le satellite et le filament respectif au commencement de la prophase;
- 2) Traction exercée par le raccourcissement des chro-

mosomes satellitifères et par d'autres mouvements qu'ils exécutent pendant la prophase;

3) Dissolution du nucléole.

Le facteur 3 est, sans doute, le plus important.

12.—Nous basant sur nos propres observations, nous avons retracé le comportement de tous les types de satellites pendant la mitose.

### BIBLIOGRAPHIE

- BARANOV, P., 1926. Cytologische und embryologische Untersuchungen an *Drimiopsis maculata* Lindl. *Zeits. i. Zellforsch. u. mikr. Anat.*, 3, 131-148.
- BEADLE, G. W., 1933. Further studies of asynaptic Maize. *Cytologia*, 4, 269-287.
- BOCHER, T. W., 1932. Beiträge zur Zytologie der Gattung *Anemone*. *Bot. Tidsskr.*, 4a, 183-206.
- BRUUN, H. G., 1932. Cytological studies in *Primula* with special reference to the relation between the karyology and taxonomy of the genus. *Symb. Bot. Ups.*, 1, 1-239.
- DARLINGTON, C. D., 1926. Chromosome studies in the *Scilleae*. *J. Genet.*, 16, 237-251.
- 1932. *Recent advances in cytology*. J. and A. Churchill. London.
- DELAUNAY, L. N., 1929. Kern und Art. Typische Chromosomenformen. *Planta*, 7, 100-112.
- DERMEN, H., 1933. Origin and behavior of the nucleolus in plants. *J. Arnold Arboretum*, 14, 282-319.
- EICHHORN, A., 1931. Recherches caryologiques comparées chez les Angiospermes et les Gymnospermes. *Archiv. Bot.*, 5, 1-100.
- FERNANDES, A., 1930. Observations anatomiques et cytologiques sur *Narcissus bulbocodium* L. *C. R. Soc. Biol.*, X03, 1267.
- 1931. Estudos dos cromosomas das Liliáceas e Amarilidáceas. *Bol. Soc. Broteriana*, 7 (II série), 3-110.
- 1933. L'hétéropléidie chez le *Narcissus bulbocodium* L. *C. R. Assoc. Anat.* 28.5me Réunion à Lisbonne.
- 1934. Nouvelles études caryologiques sur le genre *Narcissus* L. *Bol. Soc. Broteriana*, 9 (II série), 3-195.
- 1935. Les satellites chez *Narcissus reflexus* Brot. et *N. triandrus* L. — I. Les satellites des métaphases somatiques. *Bol. Soc. Broteriana*, 10 (II série), 249-277.
- FRANCINI, F., 1934. Ibridazione interspecifica nel genere *Paphiopedilum*. *Cariologia di Paphiopedilum villosum* Pfitz., *Paph. barbatum* Pfitz. e *Paph. Harrisianum* (*Paph. villosum* ♂ X *Paph. barbatum* ♀). *Nuovo Giornale Botánico Italiano* (nuova série), 41, 189-237.



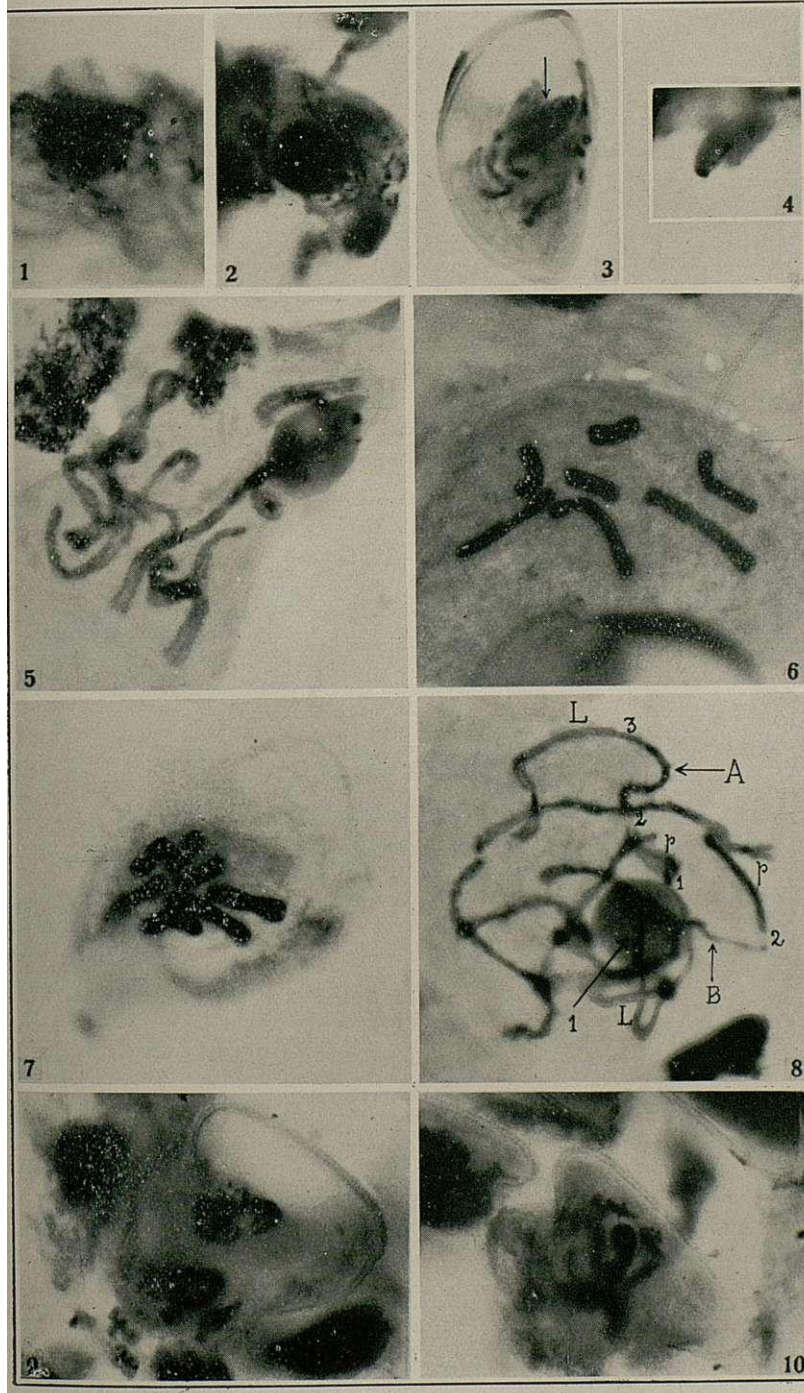
- GEITLER, L., 1934. *Grundriss der Cytologie*. Gebrüder Borntraeger. Berlin.
- CHIMPU, V., 1930. Satellites des chromosomes dans le regne vegetal. *Bull. d'Hist. appl.*, 7, 149-155.
- HAASE-BESSELL, G., 1928. Karyologische Untersuchungen an *Anthurium Andraeanum*, *A. Scherzerianum* und *A. magnificum*. *Planta*, 6, 767-789.
- HEITZ, E., 1928. Das Heterochromatin der Moose. I. *Jahrb. f. Wiss. Bot.*, 69, 762-818.
- 1929. Heterochromatin, Chromocentren, Chromomeren. *5er. Deuts. Bot. Ges.*, 47, 274-284.
- 1931a. Die Ursache der gesetzmässigen Zahl, Lage, Form und Grösse pflanzlicher Nukleolen. *Planta*, 12, 775-844.
- 1931b. Nukleolen und Chromosomen in der Gattung *Vicia*. *Planta*, 15, 495-505.
- 1933a. Über totale und partielle somatische Heteropyknose, sowie strukturelle Geschlechtschromosomen bei *Drosophila funebris* (Cytologische Untersuchungen an Dipteren II). *Zeits. f. Zellforsch, mikr. Anat.*, 19, 720-742.
- 1933b. Die somatische Heteropyknose bei *Drosophila melanogaster* und ihre genetische Bedeutung (Cytologische Untersuchungen an Dipteren III). *Zeits. f. Zellforsch, mikr. Anat.*, 20, 237-287.
- 1934. Über  $\alpha$ - und  $\beta$ -Heterochromatin sowie Konstanz und Bau der Chromomeren bei *Drosophila*. *Biol. Zbl.*, H4, 588-609.
- 1935. Chromosomenstruktur und Gene. *Z. I. A. V.*, 70, 402-447.
- HOLLINGSHEAD, L., 1930. Cytological investigations of hybrids and hybrid derivatives of *Crepis capillaris* and *Crepis tectorum*. *Univ. Calif. Publ. Agric. Sci.*, 6, 55-94.
- KACHIDZE, N., 1929. Karyologische Studien über die Familie *Dipsacaceae*. *Planta*, 7, 842-502.
- KUHN, E., 1928. Zur Zytologie von *Thalictrum*. *Jahrb. Wiss. Bot.*, 68, 382-430.
- LA COUR, L., 1931. Improvements in everyday technique in plant cytology. *J. Roy. Micr. Soc.*, 51, 119-126.
- LANGLET, O., 1927. Beiträge zur Zytologie der Ranunculaceen. *Sv. Bot. Tidskr.*, ZI, 1-17.
- LARTER, L. N. H., 1932. Chromosome variation and behaviour in *Ranunculus*. *L. J. Genet.*, 36, 255.
- LEVAN, A., 1935. Cytological studies in *Allium*, VI. The chromosome morphology of some diploid species of *Allium*. *Hereditas*, 20, 289-330.
- 1936. Zytologische Studien an *Allium schoenoprasum*. *Hereditas*, 32, 1-128.
- LORBEER, G., 1934. Die Zytologie der Lebermoose mit besonderer Berücksichtigung allgemeiner Chromosomenfragen. *Jahrb. Wiss. Bot.*, 80, 567-818.
- McCLINTOCK, B., 1929. A method for making aceto-carmin smears permanent. *Stain. Tech.*, 4, 53-56.
- 1934. The relation of a particular chromosomal element to the development of the nucleoli in *Zea Mays*. *Zeits. f. Zellforsch,  $\mu$  mikr. Anat.*, 21, 294-328.
- NAVACHINE, M., 1925. Morphologische Kernstudien der *Crepis*-Arten in bezug auf die Artbildung. *Zeits. f. Zellforsch,  $\mu$  mikr. Anat.*, Z, 98-111.
- 1929. Studies on polyploidy. I. Cytological investigations on triploidy in *Crepis*. *Univ. Cal. Publ. Agric. Sci.*, Z, 377-400.

- NÄVACHINE, S., 1927. Zellherndimorphismus bei *Galtonia candicans* Des. und einigen verwandten Monokotylen. *Ber. Deuts. Bot. Ges.*, 45, 415-428.
- NEWTON, W. C. F., 1924. Studies on somatic chromosomes. I. Pairing and segmentation in *Galtonia*. *Ann. Bot.*, 38, 197-206.
- RESENDE, F., 1936. Die Sat-Chromosomen bei den *Aloinae*. *Ber. Deuts. Bot. Ges.*, 54, 124-126.
- RICHARDSON, M. MARGARET, 1935a. Meiosis in *Crépis*. I. Pachytene association and chiasma behaviour in *Crépis capillaris* (L.) Wallr. and *C. tectorum* L. *J. Genet.*, 31, 101-117.
- 1935b. Meiosis in *Crépis*. II. Failure of pairing in *Crépis capillaris* (L.) Wallr. *J. Genet.*, 31, 119-143.
- SAX, K., 1932. The cytological mechanism of crossing over. *J. Arnold Arboretum*, 13, 180-212.
- SEN JANINOVA, M., 1926. Das Verhalten des Nukleolus und der Trabanten während der somatischen Mitosen und der Reifeteilung bei *Ranunculus acer* L. *Zeits. f. Zellforsch. u. mikr. Anat.*, 3, 417-427.
- SHARP, L. M., 1934. *An introduction to cytology*. McGraw-Hill Book Company, Inc. New York and London.
- SMITH, T. H., 1933. The relation of the satellites to the nucleolus in *Galtonia candicans*. *Amer. J. Bot.*, 20, 188-195.
- SOROKINE, H., 1929. Idiograms, nucleoli and satellites of certain *Ranunculaceae*. *Amer. J. Bot.*, 16, 407-420.
- SPRUMONT, G., 1928. Chromosomes et satellites dans quelques espèces d'*Ornithogalum*. *La Cellule*, 38, 271-292.
- WESTERGARD, M., 1936. On the satellites in the eversporting *Matthiola* races. *C. R. Trav. Lab. Carlsb.*, 81, 195-203.

# EXPLICATION DES PLANCHES

## PLANCHE I

- Photo. 1. — *Narcissus reflexus* Brot. Nucléole d'un noyau interphasique auquel est attachée l'extrémité hétérochromatique d'un chromosome (probablement le chromosome Pp'), clivée longitudinalement. Confronter avec la fig. text. 36. Carnoy-carmin-acétique. X1300.
- Photo. 2.- *Narcissus reflexus* Brot. Partie d'un noyau au début de la prophase ; on voit, accolée au nucléole, l'extrémité hétérochromatique d'un chromosome. Confronter avec la fig. text. 4b. Carnoy-carmin-acétique. X1050.
- Photo. 3.- *Narcissus reflexus* Brot. Stade peu avancé de la prophase. La flèche indique le filament et le satellite du chromosome Pp' séjournant à la surface du gros nucléole. On voit aussi, à la surface du petit nucléole, le satellite du chromosome Lp'g. Confronter avec la fig. text. 11. Carnoy-carmin-acétique. X840.
- Photo. 4.- *Narcissus reflexus* Brot. Stade moyen de la prophase. On voit le satellite et le filament séjournant à la surface du nucléole; le filament est relié à l'extrémité hétérochromatique du chromosome qui est attachée au bord du nucléole. Carnoy-carmin-acétique. X1300.
- Photo. 5.- *Narcissus reflexus* Brot. Prophase dans un noyau à deux nucléoles. Explication dans le texte. Confronter avec la fig. text. 12. Carnoy-carmin-acétique. X1100.
- Photo. 6. — *Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus*. Plaque équatoriale dans un grain de pollen. Remarquer l'absence de satellites et les contractions acinétiques des chromosomes longs. Confronter avec la fig. text. 17c. Carnoy-carmin-acétique. X1200.
- Photo. 7. La même explication que pour la figure précédente. X1300.
- Photo. 8. *Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus*. Prophase montrant les sept chromosomes de la garniture haploïde. On voit, indiquées par les flèches, deux chromosomes longs Lp (A et B) attachés au nucléole. Les régions constitutives de ces chromosomes sont les suivantes: Chromosome A: 1) région nucléogénique attachée au bord du nucléole; p) branche courte p; 2) constriction cinétique; L) branche longue L; 3) constriction acinétique de la branche L. Chromosome B: 1) région nucléogénique située à l'extrémité de la branche L; L) branche distale L; 2) constriction cinétique; p) branche courte p. Carnoy-carmin-acétique. X1200.
- Photo. 9.— *Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus*. Telophase dans un grain de pollen pourvu d'un seul chromosome nucléolaire; on voit un seul nucléole dans chacun des deux noyaux-fils. Confronter avec la fig. text. 22 a. Carnoy-carmin-acétique. X 820.
- Photo. 10. — *Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus*. Noyau télophasique dans un grain de pollen pourvu de deux chromosomes nucléolaires. On voit deux nucléoles situés à différents niveaux: le supérieur a été élaboré par le chromosome A; l'inférieur, par le chromosome B. Confronter avec la fig. text. 22 5. Carnoy-carmin-acétique. X 940.







## PLANCHE II

Toutes les figures de cette planche appartiennent à *Narcissus bulbocodium* L. var. *genuinus* des environs de Coimbra et ont été fournies par des préparations obtenues avec la technique du Carnoy-carmin-acétique.

Photo. 11.—Prophase montrant les deux chromosomes nucléolaires attachés au nucléole par les régions nucléogéniques; ces régions sont très intensément colorées. Confronter avec la fig. text. 19 a. X1200.

Photo. 12.—Stade de la prophase plus avancé que celui de la figure antérieure; on voit aussi les deux chromosomes nucléolaires attachés au nucléole. X1250.

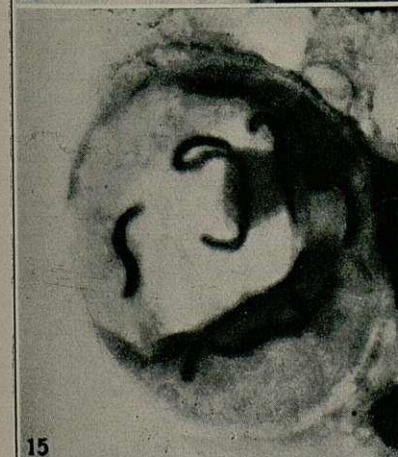
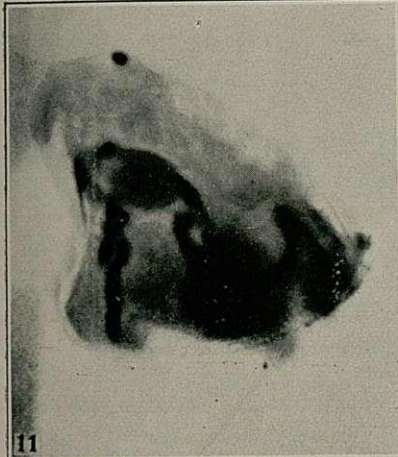
Photo. 13.—Stade de la prophase un peu plus avancé; les deux chromosomes nucléolaires sont encore attachés au nucléole. Confronter avec la fig. text. 19 c. X 1200.

Photo. 14.—Prophase dans un noyau à deux nucléoles. Un chromosome long est attaché à chacun des nucléoles par la région nucléogénique hétérochromatique. Confronter avec la fig. text. 20. X 1200.

Photo. 15.—Prophase dans un noyau pourvu d'un seul chromosome nucléolaire. On voit très bien le chromosome A attaché au nucléole. X1200.

Photo. 16.—Prophase exceptionnelle montrant les sept chromosomes de la garniture haploïde normale et un gros nucléole. Le chromosome B est attaché au nucléole par la région nucléogénique située à l'extrémité de la branche L. La branche p du chromosome A se trouve dans la voisinage du bord du nucléole, mais elle est dépourvue de sa région nucléogénique; celle-ci se trouve à la surface du nucléole, séparée du corps chromosomique, comme un véritable satellite. Confronter avec la fig. text. 24. X 1200.







## ACTION DU PROGYNON SUR LA GERMINATION ET L'ALLONGEMENT DES RACINES

par

**S. DA COSTA PRIMO**

*(Institut Botanique de la Faculté des Sciences de Lisbonne)*

L'ÉTUDE de l'influence des hormones animaux sur la germination et la croissance des plantes a été entreprise par différents auteurs, tels que REBELO (1), HYKES (2), JANOT (5), SCHOELLER et GOEBEL (4), HÄRDER, RICHARD et STÖRMES (5), VIRTAMEN, HAUSEN et SAASTAMOINEN (6), HANS (7), LEMMERMANN et BEHRENS (8), SCHARRE et SCHROPP (9), SEROM et CRUTO (10), DI PASCAL (11), FLORENTIN et

(1) REBELO, S., Action des glandes à sécrétion interne et de leurs extraits sur le développement des plantes. *C. R. Soc. Biol.*, XC, 1095, 1924.

(2) HYKES, De l'influence de quelques hormones sur la feuillaison et le développement des végétaux, *C. R. Soc. Biol.*, XCIII, 1933.

(3) JANOT, Action des hormones cristallisées sur le développement des végétaux, *Rev. Scient.*, mai 1934.

(4) SCHOELLER et GOEBEL, Die Wirkung des Follikelhormons auf Pflanze, *Biochem. Zeitschr.*, 1931, 1932, 1934.

(5) HÄRDER, RICHARD und STÖRMER, Weitere Untersuchungen über den Einfluss des Follikelhormons auf die Pflanzen, *Jb. Bot. LCCCI*, 383, 1935.

(6) VIRTAMEN, HAUSEN et SAASTAMOINEN, Die Einwirkung des Follikelhormons auf das Blüten der Pflanzen, *Biochem. Zeitschr.*, CCLXXII, 32, 1934.

(7) HANS, Resorption und Ausscheidung des Folliculins im menschlichen organism, *Biochem. Zeitschr.*, CCCXXI, 370, 1934.

(8) LEMMERMANN und BEHRENS, Über den Einfluss von Wuchstoffen (Hormonen) auf den Pflanzenwuchs, *Z. Pflanzenernahrung*, I, B 13, 9, 1934.

(9) SCHARRE und SCHROPP, Wasser Kulturversuche und Progynon, *Z. Pflanzenernahrung*, I, B 13, 1934.

(10) SEROM e CRUTO, Sull'azione degli ormoni pre-ipofisari sulle piante, *Rass. Clin.*, XXXIII-I, 1934.

(11) DI PASCAL, Action de l'extrait alcalin du lobe antérieur de l'hypophyse sur la croissance des plantes et leur germination, *C. R. Soc. Biol.*, CXIX, 1127, 1935.

EHRENFELD (1), CHOUARD (2), COTTE, MANCEAU et MEYER (3), etc.

Il est à remarquer que, de tous ces nombreux travaux sur ce sujet, les différents auteurs, en essayant de déterminer l'action des différentes bormones sur la germination et sur la floraison des plantes, ont parfois trouvé des résultats et des conclusions pas tout à fait concordantes, en ce qui concerne aux différentes bormones et à l'action de la même bormone sur les végétaux.

Schoeller et Goebel ont trouvé que l'addition de Progynon au liquide de culture de bulbes de *Hyacinthus* produit une accélération dans le développement des fleurs en le comparant avec des bulbes témoins, ce qu'a été répété par Virtamen et Saastamoinen avec un résultat négatif, la même quantité de substance en étant employée. De nouvelles expériences de Schoeller et Goebel avec différentes espèces végétales ont confirmé les premières conclusions et ils ont vérifié, avec le tomate, une floraison précoce et de plus grands et nombreux fruits. En variant la concentration en folliculine, ces auteurs ont obtenu de différents résultats, quelques fois la floraison se produisant en même temps que celle des témoins, et, avec des doses extrêmement fortes, ne se produisant pas l'accélération du développement. En quelques cas négatifs, avec des bulbes de *Hyacinthus* et en employant de l'bormone folliculaire cristallisée, les conditions d'absorption de cette substance ont été facilitées par l'addition de l'hydrate de sodium, avec les meilleurs résultats-

Harder, Richard et Stôrmer ne considèrent pas l'hormone folliculaire comme une *hormone spécifique de floraison*; ils ne voient pas une action décisive sur le tomate et trouvent des résultats négatifs dans leurs expériences avec des plantes herbacées, arbustives, soit de jardin, soit de culture. Par exception, le maïs a donné des plantes plus

(1) FLORENTIN et EHRENFELD, Action de la thyroxine sur la croissance des racines à *Allium Cepa*, C. R. Soc. Biol., XCVIII, 1935.

(2) CHOUARD, Sur l'action de la folliculine et de la thyroxine sur les Reines Marguerites, *La Gynecol.*, avril 1935.

(3) COTTE, MANCEAU et MEYER, Recherches sur l'action de quelques hormones sur les plantes, *La Gynecol.*, octobre 1935.

grandes et précoces quand il est seulement cultivé dans un milieu liquide et pas sur la terre.

Chouard, en étudiant l'action des différentes hormones sur la croissance des végétaux note une accélération et un surcroît de **80 %** sur la floraison des Reines-Marguerites, l'action de la thyroxine en produisant un allongement des rameaux d'environ **25 %**. Di Pascal a étudié l'action de l'extrait du lobe antérieur de l'hypophyse sur la germination, en la comparant avec celle des graines qui ont reçu l'action de la même substance bouillie à **100° C** pendant **30** minutes. Il observe une action favorable sur la croissance des tiges et des racines de *Phaseolus vulgaris*, *Zea Mays*, *Vicia Faba*, *Lupinus albus* et *Hyacinthus*, et un effet tout à fait nul dans *Pisum sativum*, *Lens esculenta*, *Sâivinia natans*, etc. L'effet est plus décisif pendant les premiers jours avec des solutions faibles ou moyennes, les solutions fortes en produisant des effets nuisibles. L'action est plus lent sur la germination que lorsque les graines sont uniquement soumises à l'action de l'eau; en tout cas elle est bien plus rapide que dans les graines soumises à l'influence de l'extrait hypophysaire bouilli.

Les expériences de Florentin et Ehrenfeld sur des cultures *d'Allium* et avec des solutions de thyroxine à **1/100000**, ont montré un arrêt initial suivi par une action stimulante, manifestée deux semaines après. Ces auteurs ont trouvé une augmentation au numéro des mitoses dans les racines thyroxinées et ont conclu que la croissance des racines en milieu avec de la thyroxine paraît être influencée au sens longitudinal, ce qu'est comprové par l'augmentation en longueur des cellules.

De notre coté, en employant des graines de *Brassica*, *Triticum*, *Zea* et des bulbes *d'Allium*, nous avons essayé de chercher l'influence sur la germination et la croissance des racines et sur l'activité des divisions cellulaires, du Progynon Schering (1) et de l'insuline, celle-ci sur l'allongement des racines *d'Allium Cepa*.

(1) Nous exprimons ici notre reconnaissance à la maison Schering qui a mis à notre disposition son magnifique produit Progynon, solution aqueuse.

*Expériences avec Brassica, Triticum et Zea* — Nous avons employé deux lots de graines de *Brassica*, *Triticum* et *Zea* qui ont été mis à germer sur du coton numide dans des caisses de Petri et sur du coton avec de la solution du Progynon dans la proportion de 200 U. par 10 ces. de l'eau bidestillée. Au tableau suivant nous résumons les résultats des germinations pendant les trois premiers jours:

	EAU			PROGYNON		
	1 <sup>er</sup> jour	2 <sup>me</sup> jour	3 <sup>me</sup> jour	1 <sup>er</sup> jour	2 <sup>me</sup> jour	3 <sup>me</sup> jour
<i>Brassica</i> . . . . .	1	13	13	3	14	14
<i>Triticum</i> . . . . .	0	1	3	0	1	3
<i>Zea</i> . . . . .	0	5	10	0	5	10

On y voit qu'après vingt-quatre heures, à l'exception de *Brassica* qui présentait au lot progyné trois plantules, le progrès de la germination a été le même aux deux lots. Le développement des plantes présente des différences. On note que les plantules de *Brassica* progynées sont plus petites que les témoins; elles se montrent avec les cotyledones encore peu visibles, un peu chlorotiques, seulement la racine étant un peu plus allongée. Les plantules de *Triticum* se présentent aussi plus petites que les témoins; par contraire celles de *Zea* se montrent plus développées que celles des témoins et avec des racines extrêmement allongées.

*Observations cytologiques*— Les vertices végétatifs des racines de *Zea* progynées et non progynées ont été fixés par le liquide de Nawaschine et les coupes colorés par l'hématoxyline au fer-éosine. Les cellules du périleme et du plérome ne montrent pas une sensible différence en grandeur, parfois se montrant plus petites celles du matériel progyné; dans les vaisseaux en différenciation on note un allongement plus rapide, compensé par une active prolifération des cellules environantes. Finalement le nombre

des mitoses excède sensiblement celui du matériel non progyné, quelques fois en étant le double. Nous avons compté les mitoses de vingt coupes du matériel des deux types et nous avons trouvé les résultats suivants:

Matériel non progyné: 57, 53, 56, 54, 50, 50, 46, 50, 42, 30, 40, 31, 40, 36, 48, 37, 24, 41, 20, 15. Moyenne, 41.  
Matériel progyné: 80, 104, 105, 107, 90, 110, 101, 82, 114, 83, 102, 106, 81, 102, 85, 70, 83, 89, 100, 71.  
Moyenne, 93.

*Expériences avec Allium Cepa* — Nous avons mis des bulbes d'*Allium Cepa* en des flacons de culture contenant du liquide de Pfeffer à 1/10 en les conservant à une température de 15° C; vingt-quatre heures après les racines commencent à pousser. Quarante-huit heures après nous avons additionné à quelques flacons 50 LT. Progynon et 0,5 ce à quelques autres. Le quatrième jour, toutes les racines se présentent plus allongées que celles des témoins; le 11.<sup>me</sup> jour les racines des plantes progynées s'allongent jusqu'au fond des flacons, un peu moins les racines immersees au liquide avec de l'insuline, seulement un individu témoin se comportant comme les progynés.

*Observations cytologiques* — Nous avons également procédé à l'étude cytologique des vertices végétatifs des racines, en différentes conditions par la méthode de Heitz et par la fixation par le formol-alcoolique et coloration des coupes par l'hématoxyline au fer-éosine. Nous avons vérifié, en étudiant à la même occasion par la méthode du carmin-acétique les vertices végétatifs des racines progynées et non progynées d'*Allium Cepa*, le numéro extraordinaire de mitoses dans le premier matériel, les témoins ne les présentant pas en ce moment. L'observation des coupes du matériel fixé quarante-huit heures après l'addition de Progynon et de l'insuline confirme les observations antérieures, les dimensions des cellules se conservant sensiblement les mêmes. L'énumération des mitoses en plusieurs coupes a donné les résultats suivants:

Solution de Pfeffer: 33, 43, 37, 48, 42, 32, 48, 38, 38, 36.  
Moyenne, 39.

Solution de Pfeffer et Progynon: **95, 105, 92, 70, 54, 70**, 46, **97, 72, 90**. Moyenne, 78.

Solution de Pfeffer et insuline: 66, 69, **74**, 61, **68, 71, 54**, 56, 36, 46. Moyenne, **60**.

*Conclusions* — Nous croyons que le Progynon n'a pas d'influence sur la germination; les plantules qui ont souffert son influence sont plus petites et chlorotiques — cette action n'étant pas définitive puisqu'elles se rétablissent rapidement en taille et en aspect après le traitement par l'eau — le système racinaire est plus développé, ainsi que par l'action de l'insuline, l'allongement étant plutôt conséquence de l'activité des mitoses que de l'allongement en longueur des cellules.



## NOTAS SOBRE A FLORA PORTUGUESA

*por*

ARTUR TABORDA DE MORAIS

QUANDO era Janeiro do ano passado soube que o Sr. Prof. António Xavier Pereira Coutinho preparava um «Suplemento da Flora de Portugal» quis mandar-lhe a maior parte da matéria destas notas para que êle aproveitasse o que entendesse na actualização da sua «Flora de Portugal» e assim lho comuniquei. Afazeres instantes porém não me deixaram na ocasião coleccioná-las, o que só agora, depois de impresso o referido trabalho, me é possível fazer; desta forma me resolvo eu a redigi-las e publicá-las por me parecer que alguma utilidade terão. São elas que constituem a matéria dêste artigo e tôdas, aparte duas ou três que levam a devida referência, o resultado das minhas herborizações e estudos, existindo das plantas mencionadas exemplares no meu herbário particular ou no da Universidade do Coimbra, por onde é possível tirar dúvidas ou desfazer erros que porventura surjam.

E como a «Flora de Portugal» do Sr. Prof. Pereira Coutinho com o «Suplemento» agora publicado (Bol. Soc. Brot., vol. X, 2.ª série, 1935, pág. 43-194) fica constituindo a obra de conjunto mais actualizada sôbre a flora portuguesa, às duas publicações me reporto para a apresentação destas notas, e sobretudo à distribuição no país ali indicada para cada espécie, quando aqui menciono novas localidades, ou faço o alargamento da área conhecida.

\* \* \*

1. *Ruppia rostellata* Koch.

Vive também na Ria de Aveiro junto à Vista Alegre.

2. *Paspalum vaginatum* Sw.

Encontra-se na Ria de Aveiro.

3. *Paspalum distichum* L.

Vai até à Ria de Aveiro.

4. *Potamogeton* L. — Tendo feito ura estudo aprofundado das espécies **dêste** genero que crescem entre nós, resultou **dele** o reconhecimento de várias espécies novas para a nossa flora; e como a publicação desse trabalho embora já redigido se encontra retardada, apresentamos aqui as chaves dicotômicas com que êle termina, tanto mais que se duplicou o número das formas conhecidas na nossa flora e que interessa conhecer.

Seguem as chaves para a determinação das espécies e variedades conhecidas no país.

Fôlhas estreitas, até 2,5 mm. . . . .	2
Fôlhas mais largas. . . . .	4

Fôlhas com bainha e lígula Z. *Março-Out.*. Águas *dcces ou salobras, estagnadas ou correntes: Beira, Estrem., Alent. lit.*. Abundante sobretudo nas *hidrofítias das águas solobras da costa.*

. . . . .	<b>P. pectinatus</b> L.
Fôlhas mucronadas . . . . .	var. « <i>ungulatus</i> Hagstr.
Fôlhas insensivelmente atenuadas.	
. . . . .	var. <i>fi. difusus</i> Hagstr.
Fôlhas sem bainha . . . . .	3

Aquénios com um tubérculo dorsal na base e ventralmente com carena ondulado-crenada; espiga laxa, com 2-4 carpelos; frutos até 2 mm. de comprimento; **fôlhas 3-nérveas** com a nervura principal recticu-

- 3 lada, larga %. **Maio. Valas: arredores de Coimbra. Raro.** . . . . . **P. tiichoides** Ckam. et Skleckt. var. *tuberculosis* Reickb. Aquénios sem tubérculos nem carena ondulado-crenada; espiga mais densa com até 12 carpelos; frutos mais pequenos; fôlhas 3-nérveas com as nervuras semelhantes. %. **Jun.-Out. Aguas doces, límpidas ou corruptas, de valas, ribeiros, tanges: Minho, Beira, Estrem., Alentejo lit. Abundante, sobretudo nas valas.** . . . . . **P. pusillus** L.

- 4 Com fôlhas flutuantes de coriáceas a translúcidas, pecioladas. . . . . 5  
Sem fôlhas flutuantes. . . . . **10**

Córtex caulinar sem fibras; células da endoderme em O; cilindro central com dois feixes na área central, um bicolateral, o outro simples; fôlhas flutuantes de limbo sempre (excepto na f. *ovalifolius*) uniformemente atenuado no pecíolo que é comprido; fôlhas submersas areoladas ao longo das nervuras; caule simples ou subsimples. %. **Jun.-Out. Lagoas, valas, pântanos, ribeiros: quasi todo o país. Freqüente.**

. . . . . **P. fluitans** Roth.

**Fôlhas** flutuantes grandes, largamente elípticas, de 5 X 12,5 cm. e pecíolos subiguais; fruto grande, até 4 mm. Valas dos arredores de Coimbra . . . . . |var. *P. robustus* Mor. (1)

- 5 **Fôlhas** flutuantes sempre atenuadas em pecíolo curto até 5 cm.; caule ramificado superiormente. %. **Jul.-**

(1) *P. fluitans* var. *robustus* Mor., n. v.

*Fructus magni* ca. 4 mm. *ecarenati*; *folia natantia elíptica magna* ca. 5 X 12,5 cm. *petiolis robustis subaequalis ab 7 ad 10 (15) cm.*; *folia submersa magna ad 24 cm. lanceolata acuminata. Planta robusta.*

Variedade próxima da *P. fluitans* var. *stagnatilis* KocK. Mas o facto de não apresentar fôlhas coriáceas submersas, tôdas as dêste tipo possuindo estornas na página superior, e o tamanho excepcional do fruto da juela a distinguem.

Artur Taborda de Morais

**-Agosto. Arredores de Aveiro: Pateira de Fermentelos. Não raro . . . P. gramíneus L. X lucens L.**  
Fôlhas geralmente não atenuadas dos dois lados do pecíolo; caule simples ou ramificado; sem a simultaneidade dos restantes caracteres das duas espécies antecedentes. . . . . 6

**Fôlhas** flutuantes subtranslúcidas com os pedúnculos dilatados superiormente; cortex caulinar com fibras subepidérmicas e, poucas vezes, raras no círculo ligular; células da endoderme em O, às vezes juntamente com células em U. 4. **Jun.-Setembro. Rios e ribeiros: Estrem., Alent. . . . P. coloratus Vahl.**  
**Fôlhas** flutuantes grandes, arredondadas.  
. . . . . var. **β rotundiolius** Asch. et Graeb.  
Pedúnculos das fôlhas flutuantes com diâmetro uniforme. . . . . 7

Fôlhas submersas sésseis, atenuadas em curto pecíolo, lanceoladas, de 6x4 mm.. 4. **Jul.-Agosto. Arred. de Aveiro: Pateira de Fermentelos. Abundante.**  
**P. gramiiseus L. var. heterophyllus Fries.**  
Fôlhas submersas maiores, lanceoladas ou lineares, mais longamente pecioladas. . . . . 8

Córtex caulinar com 4-5 círculos de feixes vasculares; células da endoderme em II; fôlhas flutuantes **tôdas** com duas pregas na base do limbo, as submersas lineares, estreitas; aquénios grandes de 4-5 mm.. 4. **Maio-Agosto. Valas, pântanos, ribeiros: quasi todo o país. Freqüente . . . . P. natans L.**  
Sem a simultaneidade dos caracteres anteriores . . . . . 9

Células da endoderme em O com ou sem células em U; cortex caulinar com fibras subepidérmicas e às vezes um círculo ligular; fôlhas flutuantes; as

submersas espatuladas, longamente atenuadas no pecíolo; aquénios pequenos de 2-3 mm.. 2f. *Abril-Jul. Valas, pântanos, ribeiros: Minho, Beira central e lit., Alent. lit. Freqüente.*

. . . . . **P. polygo aifolius** Pourr.  
Células da ondoderme em XI; cortex caulinar apenas com raros feixes no círculo ligular; um só feixe bícolateral na área central do cilindro central; fôlhas flutuantes largamente lanceoladas, as submersas curtas, lanceoladas. *Cantanhede: arred. de Mira, lagoa da Barrinha. P. fluitans* Roth. **X lucens** L.

Células da endoderme caulinar em U, às vezes fazendo transição para células em O; cortex com fibras subepidérmicas.; 4 feixes na área central do cilindro central; fôlhas flutuantes de limbo atenuado, como as do *P. fluitans*, ou com duas pregas, como as do *P. natans*. 2í. *Ribeiros, marinhas (?) : Alto Minho. Raro.* . . . . **P. fluitans** Roth **X natans** L.

Fôlhas tôdas opostas. %. *Abril-Agosto. Lagoas, paues, tanques, regatos: Centro e Sul. Pouco freqüente.*

. . . . . **P. densus** L.  
Fôlhas não opostas (1). . . . . 11

Fôlhas amplicaulas, auriculadas, largas, desde 1 cm. %jun.-Agosto. *Lagoas, águas paradas ou correntes: Minho, Beira. Pouco abundante. P. perfoliatus* L.

Fôlhas mais estreitas, não amplexicaules, apenas subamplexicaules, ou, quando largas, não amplexicaules nem auriculadas. . . . . 12

Lígulas em cauda de andorinKa; fôlhas oblongo-lineares, sésseis, serradas, 3-5-nérveas. 2f. *Abril-Junho. Águas doces de lagoas, ribeiros, poços, tanques, pauei. do Minho ao Alent. lit. P. crispus* L.

(1) As fôlhas superiores dos *Potamogeton* parecem opostas pelo encurtamento excessivo dos entrenós. Na verdade são alternas e em exame atento reconhece-se a sua verdadeira posição relativa.

- 12 , Lígulas arredondadas no cimo; fôlhas inferiores e médias oblongo-ovadas ou lanceoladas, sésseis, até **40X10** mm.; as da base dos pedúnculos florais pecioladas, elípticas ou subespatuladas, não cuspidadas.
4. Junho-Julho. Cantanhede: arred. de Mira, lagoa da Barrinha. . . . . **P.**, *ramíaeus* L. X *perfoliatns* L. var. *subgramineus* (Raunk.) Hagstr.
- Sem a possível inclusão nas duas espécies anteriores . . . . . 13

Fôlhas lanceoladas, estreitas, até **60X4** mm.

. . . . . **P.** *graminettis* L.

Fôlhas maiores e mais largas, elípticas, oblongo-elípticas ou lanceoladas, mucronadas ou cuspidadas, quási sempre serradas e onduladas (1). %. Abril-Agosto. Lagoas, ribeiros, paues: Beira, Estrem., Alent. . . . . **P.** *lucens* L.

Fôlhas lanceoladas, cuspidadas, as da base dos pedúnculos florais pecioladas até **3** cm.; entrenós e pedúnculos muito compridos; planta ramificada desde a base com ramos compridos, var. p. *Ferreirae* Mor.

Aparecem nestas chaves como novas para a flora portuguesa as seguintes espécies ou híbridos e variedades:

*P. trichoides* Cham. et Schlecht. var. *tuberculosis* Reichb., *P. gramineus* L. var. *heterophyllus* Fries, *P. coloratus* Vahl., *P. coloratus* var. *rotundiolius* Asch. et Graebn., *P. íluitans* Roth. x *natans* L., *P. ramineus* L. X *lucens* L., *P. gramineus* L. x *perfoliatus* L., var. *subgramineus* (Raunk.) Hagstr., *P. íluitans* Roth. x *lucens* L., além das seguintes variedades por nós descritas *P. íluitans* var. *robusta* Mor., *P. lucens* var. *Ferreirae* Mor., deixando de se mencionar aqui «formas» interessantes como a *ovaliiolius* do *P. íluitans*, etc.

(1) Podem ser relegadas para esta determinação certas formas do híbrido *P. gramineus* X *lucens*. Deve-se estar precavido com esta hipótese para fazer um estudo crítico demorado quando se suspeitar do caso.

Algumas destas plantas são verdadeiras raridades no mundo como o híbrido *P. íluitans* Roth. x *lucens* L. só encontrado em dois lagos um da Suécia o outro da América.

Não são mencionados como da flora portuguesa o *P. úlliformis* Pers., o *P. microcarpus* Boiss. et Reut., o *P. pectinatus* L. var. *tenuifolius* Mert. et Kocfi. e o *P. pusillus* L. var. *tenuissimus* Mert. et Koch por razões que no trabalho indicado a seu tempo aparecerão, devendo no entanto desde já esclarecer-se que o estudo que conduziu a estas conclusões se realizou sôbre quási todo o material dos herbários portugueses. (não vimos o do **Pôrto**) e, para a maior parte das espécies ou híbridos indicados, sôbre material vivo observado *in loco* e colhido pelo autor, de todos se tendo feito o estudo anatômico do caule, única maneira de distinguir com segurança neste genero extensíssimo e polimorfo.

5. *Triglochin striata* Ruiz et Pav.

Vive na Ria de Aveiro no braço da Vista Alegre.

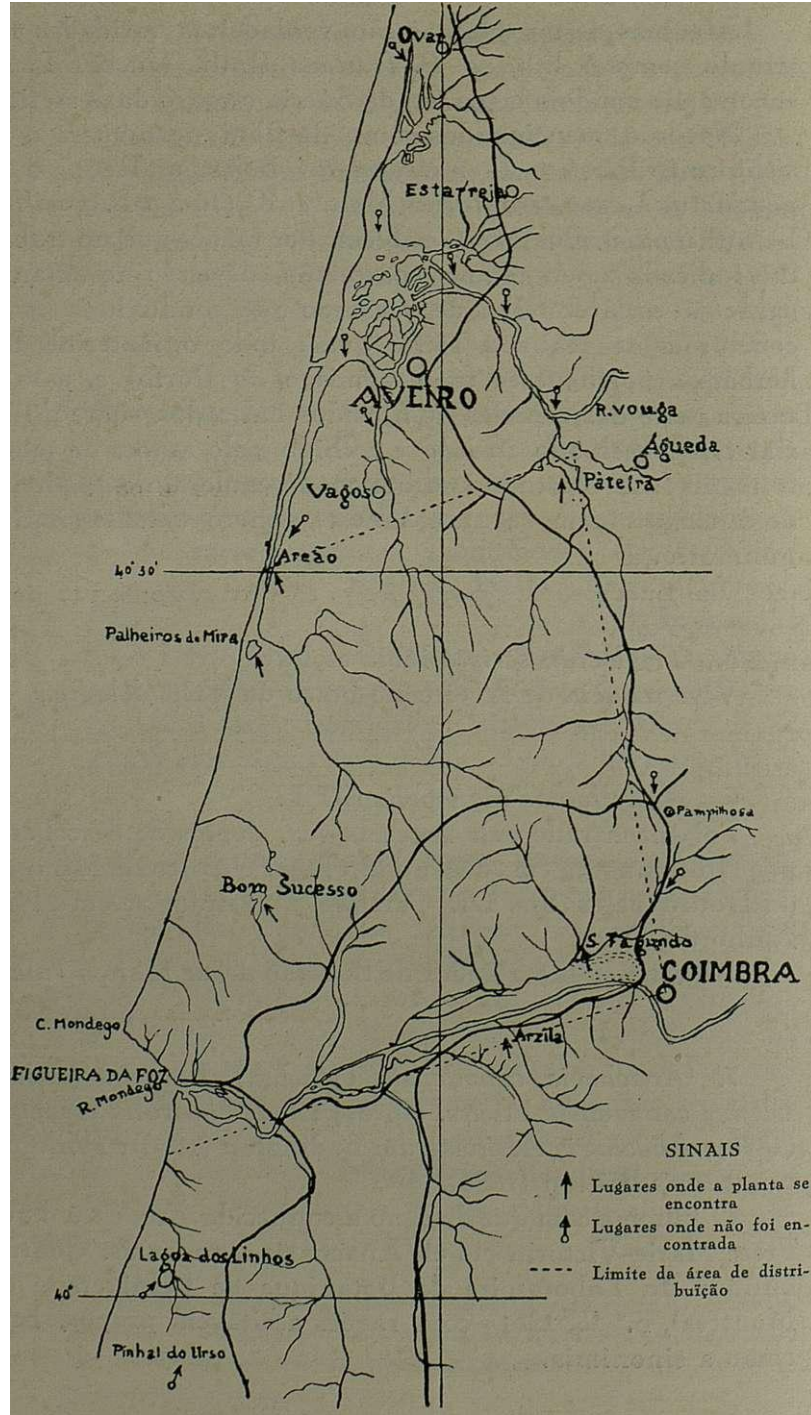
6. *Aphyllatites monspeliensis* L.

Foi encontrado pela segunda vez, depois de descoberto por Hoffmanssegg em 1800, no seu lugar clássico de Miranda do Douro pelos Srs. Dr. Carrisso e Mendonça em 21 de Junho de 1932.

Alargue-se-lhe a época de floração desde Maio a Julho.

7. *Anacharis canadensis* (Michx.) Planch. (1849); *Elodea canadensis* Michx. (1803); *Elodea latifolia* Gaspary (1858); *Anacharis Alsinastrum* Badington (1848); *Philotria canadensis* Britton (1895).

O binome com que designo a conhecida *Elodea* é o que Frère Marie-Victorin em «L'*Anacharis canadensis*. Contributions du Laboratoire de Botanique de l'Université de Montréal, n.º 18, 1931» com razões aceitáveis **propos**, bem como a sinonimia.



Carta da distribuição de *Anacharis canadensis* (Michx.) Planch. em Portugal



Esta planta que há dezenas de anos vive no Laboratório do Instituto Botânico de Coimbra foi pelo Sr. Prof. Gonçalo Sampaio no seu «Manual da Flora Portuguesa» mencionada como naturalizada nas valas do Mondego. Posteriormente nem o Dr. Júlio Henriques na sua «Flora do Vale do Mondego» nem o Sr. Prof. António Xavier Pereira Coutinho na sua «Flora de Portugal» ou no «Suplemento» (1935) a ela se referem. As razões desta exclusão não as conheço.

O que é certo porém é que a planta deve ter sido mandada vir pelo Dr. Júlio Henriques para o Laboratório de Botânica daqui se havendo dispersado para ganhar primeiro as águas do Mondego, valas ou pântanos de uma e doutra margem (paul de Arzila na margem esquerda, paul de S. Fagundo na margem direita, por exemplo), e depois para o norte, saltando da bacia dêste rio para a do Vouga até à lagoa da Barrinha junto aos Palheiros de Mira, onde em Novembro de 1930 a encontrei a cobrir o fundo da lagoa, e, ainda mais ao norte, no Areão, extremo sul da Ria de Aveiro, em Setembro de 1921, bem como na Pâteira de Fermentelos, próximo de Aveiro, onde em Agosto de 1931 pude também verificar o seu quasi completo domínio sôbre a vegetação autóctona da lagoa composta, sobretudo, de *Potamogeton lucens* L. na parte sul e *Potamogeton gamineus* L. na parte norte, menos profunda, espécies estas duas que iam cedendo ao poder invasor da primeira, que não tinha ainda nessa data atingido as águas do Vouga.

Por informações colhidas entre as pessoas que fazem vida na Pâteira a penetração ali de *Anacharis canadensis* (Michx.) Planch. ter-se-ia produzido à roda de 1926 pelo lado sul levada possivelmente pelas águas do Cértima que corre para o norte e alimenta a Pâteira; porém cuidando de investigar a região das origens desse rio, à volta da Pampilhosa, a que fica mais próxima dos locais onde a planta existia anteriormente, não a encontrei lá.

Na falta de sementes que não produz em regra na Europa, a planta propaga-se por fragmentos vegetativos, uma verdadeira multiplicação por estaca, fragmentos que tanto podem ser levados pelas aves como pelo próprio homem no transporte

da planta dum sítio para o outro como estrume. Foi esse aparecimento recente e a utilidade que a planta, como tôdas as outras da Pâteira, ali possui, que lhe fizeram dar o nome popular de «Estrume novo».

Por outro lado não se descobriu ainda ao sul da bacia do Mondego. Foi por mim, em particular, procurada nas valas do Pinhal do Urso e na lagoa dos Linhos em Setembro de **1931**, sem que a tenha encontrado.

Assim, por estas observações, e outras não existem que saibamos, pode delimitar-se-lhe a seguinte área de distribuição em Portugal: o espaço que fica entre a costa e a linha que daí, nas alturas do Areão (Ria de Aveiro), segue até à Pâteira, desta se inflecte para o sul até Coimbra e daqui, para ocidente, englobando os paues da margem esquerda do Mondego, até ao mar.

A planta está hoje portanto perfeitamente naturalizada entre nós embora a sua invasão em Portugal se não tenha revestido daquela rapidez e exuberância com que veio do seu país de origem para a Europa e fez a sua entrada na Inglaterra.

Floresce no nosso País abundantemente nos meses de Junho e Julho apresentando, segundo a regra na Europa, só flores femininas com **3** sépalas, **3** tépalas, **3** estaminódios e **3** estigmas bífidos e rosados na extremidade de um longo tubo periantal com **10-12** cm. que é incluído inferiormente numa espata fechada e bífida.

No **esboço** junto tirado do mapa de Portugal na escala de 1/500:000 e ligeiramente reduzido vão indicados os locais onde a planta se encontra e aqueles onde foi procurada e não encontrada pelos anos de **1930** a **1933**.

8. *Quercus lusitanica* Lam. subsp. *íaginea* (Lam.).

Vive esta subespécie no Alto Trás-os-Montes, no planalto de Miranda do Douro.

9. *Quercus ilex* L. var. *ballota* (Desf.).

A distribuição desta variedade não se faz só ao sul do

Tejo mas encontra-se nos fundos vales próximo de Miranda do Douro onde a descobri e herborizei.

10. *Spergula pentandra* L. subsp. *Morisonii* (Bor.)  
Car. var. *granulata* P. Cout.

Alargue-se a distribuição a Trás-os-Montes: Argozelo e Miranda do Douro (Taborda de Morais, 1923!).

11. *Holosteum umbellatum* L.

Alargue-se a distribuição a Miranda do Douro.

12. *Silene conica* L.

Vive também em Miranda do Douro.

13. *Dianthus Langeanus* Willh.

Encontra-se em Miranda do Douro.

14. *Ranunculus flammula* L.

Alargue-se o seu habitat a Constantim, Miranda do Douro.

15. *Ranunculus éallecicus* Freyn(?).

Encontrei junto à ribeira de Angueira (Miranda do Douro), na estação do *Aconitum Nappelus*, um *Ranunculus* que julgo ser aquela espécie.

16. *Ãlyssum psilocarpum* Boiss.

Foi por mim encontrado em Miranda do Douro onde floresce de Março a Abril.

17. *Barbarea intermedia* Bor. var. *pyrenaica* (Jord.).

Foi por mim coibida no seu lugar clássico de Miranda do Douro.

18. *Cochlearia danica* L.

Foi encontrada no Cabo de S. Vicente (Dr. Carrisso e Mendonça).

19. *Isatis platiloba* Link.

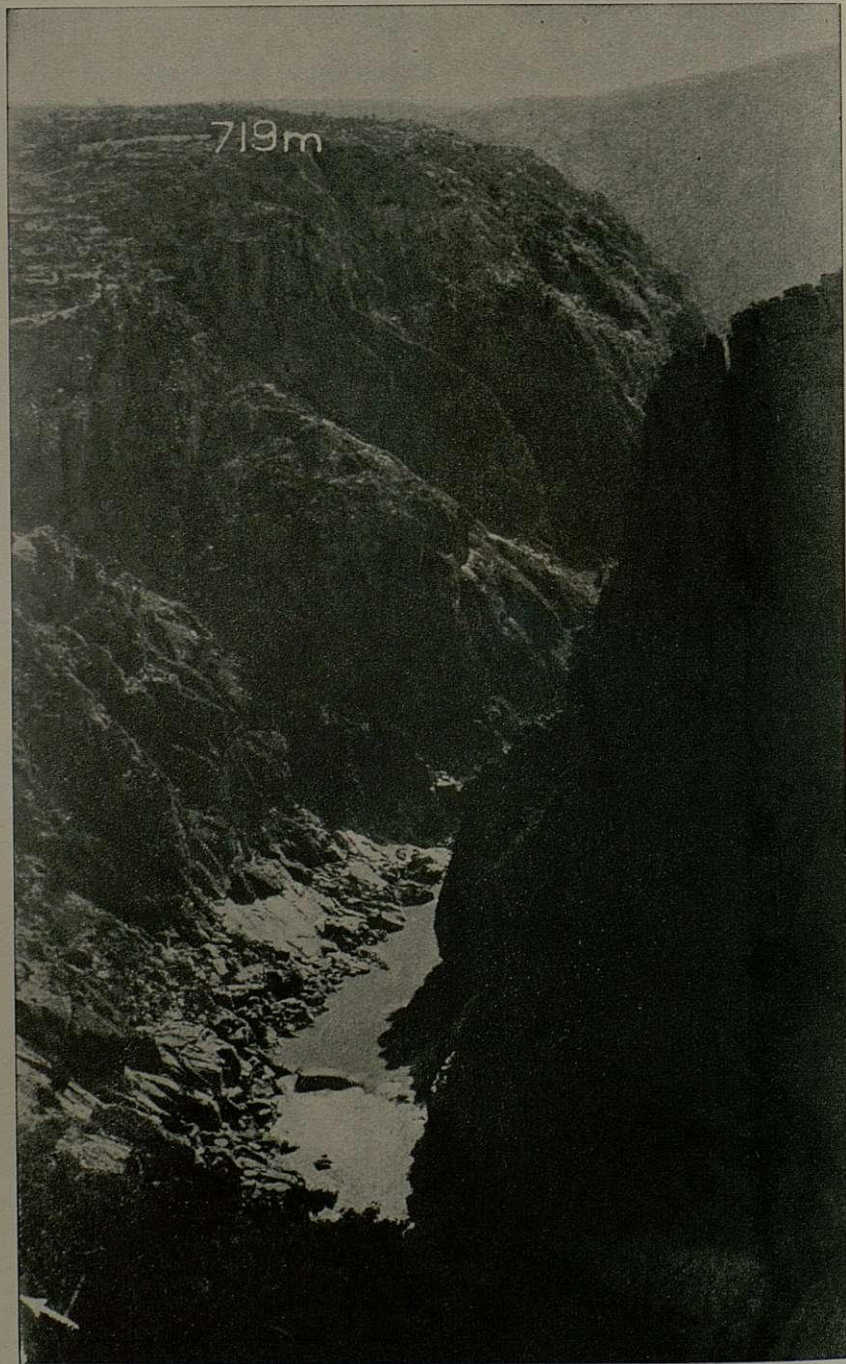
Depois de Hoffmanssegg em 1800 e do Sr. Prof. Gonçalo Sampaio em 1909 (veja-se Bol. Soc. Brot. vol. VII, pág. 142) que colheram a planta de passagem, foi certamente o autor destas notas o único botânico que observou esta planta através de todo o período do seu desenvolvimento.

Assim pude verificar:

É planta robusta atingindo por vezes à roda de um metro de altura com grande panícula aberta. Vive em sítios áridos nas arribas do Douro, mas não junto à margem. Por isso me parece de todo descabido o que dela escreveu Mariz (Bol. Soc. Brot., vol. III, pág. 76): «sítios búmidos das regiões inferiores e submontanhosas. Miranda do Douro: nas rochas da margem do rio». Assim narra Link a descoberta de Hoffmanssegg: «Les roebers qui bordent le Douro sont intéressans pour la botanique; nous y vîmes fleurir une nouvelle espèce d'*Isatis* et au bord de la rivière la *Jonciole* ou *Aphyllante de Montpellier* » (Link, Voyage au Portugal, trad. francesa, 1808, t. 3, pág. 38). Hoffmanssegg deve ter passado em Miranda no mês de Maio. Nem está certa a indicação de planta higrófila, nem a extensão do habitat que se lbe pretende dar: «regiões» pois, mesmo nos arredores de Miranda, só num local de área muito restricta me foi possível encontrá-la apesar de ter feito investigações neste sentido. Precisamente essa pequena área de dispersão, que não vai além de umas dezenas ou centenas de metros, fica colocada em frente do célebre Penedo Amarelo com uma diferença de nível para as águas do rio de 150 a 200 metros.

A época da floração indicada na Flora de Portugal do Sr. Pereira Coutinho não condiz com a observada por mim, pois na verdade floresce de Março a Maio. No ano em que a tive em observação (1924), no mês de Junho tinham as flores desaparecido totalmente.





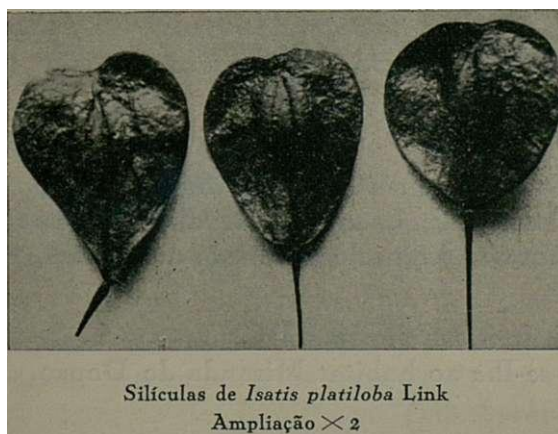
A. Taborda de Morais fot. em Set. 1934

**O rio Douro ao norte de Miranda**

O perfil do Penedo Amarelo à direita; a estação das *Isatis platiloba* Link  
e *Aphyllantes monspeliensis* L. à esquerda

Colhi nesse ano alguns litros de silículas que enviei a êste Instituto e também a forma que no «Manual da Flora Portuguesa» do Sr. Prof. Gonçalo Sampaio lhes é atribuída (fig. 331 a pág. 200) me não parece justa: são oblongas, obcordiformes, obovadas ou suborbiculares, muito mais largas do que as da *Isatis tinctoria*. A descrição de Candolle, Prodr., I, 210, convém perfeitamente a **tôda** a planta.

Publica-se a fotografia de alguns frutos, bem como a da região onde se encontra **êste** curioso endemismo que em parte alguma mais do mundo tem sido encontrado.



Precisamente a estação onde colhi e estudei, a planta em **1924** tem por coordenadas, aproximadamente, em metros, **313.000 N.** e **239.200 E.** do Castelo de S. Jorge na Carta Corográfica de  $\frac{1}{100.000}$ , e à roda de **650 m.** de altitude, com substracto de solo granítico, no vale do Douro.

Os números indicados não foram determinados experimentalmente *in loco*, mas apenas com a aproximação que pode resultar de um simples exame da Carta Corográfica, localizando de memória. No entanto julgamo-los suficientemente aproximados, os dois primeiros a menos de uma ou duas centenas de metros, e o último com menor erro ainda.

A fotografia mostra um contra luz pouco depois do nascer do sol com o perfil do célebre Penedo Amarelo, visto do sudoeste. À esquerda a margem portuguesa

assinalada com a latitude **719** metros no ponto correspondente, sensivelmente, ao que na Carta Corográfica vem marcado com sinal geodésico e a designação de «Sardinha». O leito do rio cava-se a **244** metros abaixo.

No fundo e à esquerda da fotografia uma seta indica a estação da *Isatis platibola* situada um pouco mais acima do plano que se vê na gravura. E por aí vive também o *Aphyllatites monspeliensis* L.

É curioso assinalar que êste Penedo Amarelo, amarelo pela presença de um líquene que o cobre e lhe dá aquela côr, sendo célebre no nosso País depois da fotografia de Biel no «Douro Ilustrado», segundo cremos, é no entanto terra espanhola aonde o não conhecem certamente porque o não podem ver de lá.

**20. *Isatis tinctoria* L. var. *lusitanica* Samp.**

Deve alargar-se a sua área de dispersão até ao Alto Trás-os-Montes, Argozelo (Taborda de Morais, **1923!**).

**21. *Sedum caespitosum* DC.**

Junte-se-lhe ao habitat Miranda do Douro.

**22. *Saxifraga tridactylites* L.**

Encontra-se em Miranda do Douro.

**23. *Potentilla erecta* (L.) Hampe var. *Herminii* Fic.**

Vive em Constantim, Miranda do Douro, a **800** metros de altitude.

**24. *Buxus sempervirens* L.**

Foi encontrado espontâneo nas margens do Sabor junto a Izeda, Trás-os-Montes, pelos Srs. Dr. Carrisso e Mendonça.

**25. *Evonymus europeus* L.**

Em **1932** o Sr. Padre Miranda Lopes, de Argozede, enviava ao Director dêste Instituto, Ex.<sup>mo</sup> Sr. Dr. Luís



Carrísso uma planta com o pedido de classificação. Essa planta era o *Evonymus europæus* L. de que há no herbário dêste Instituto vários exemplares. Esses exemplares encontravam-se fora do seu lugar, e assim se explica que tivessem passado despercebidos ao Sr. Pereira Coutinho na cuidadosa busca que aqui fez. Parece-me que de facto esta espécie deve ser incluída na flora lenhosa portuguesa assinalando-se-lhe como área de distribuição o Alto Trás-os-Montes oriental.

**26. *Ammannia coccinea* Rottb.** — Campos de arroz em S. Fagundo, próximo de Coimbra, com abundância. Floresce em Agosto-Setembro.

Tendo procedido ao estudo desta planta que me foi trazida pelo conservador Francisco Sousa e depois observei *in loco* servindo-me da obra de Koehne — «Lythraceae in Das Pflanzenreich (1903)» fui levado a considerá-la como do genero *Nesaea* que aí é separado do *Ammannia* por esta forma:

- A Ovarii dissepimenta supra placentam interrupta s. físsa, placenta igitur cum stylo haud continua . . . . . Trib. *Lythraee* Koehne (incluindo o genero *Ammannia* L.)
- B Ovarii dissepimenta omnino completa quare placenta cum stylo continua . . . . . Trib. *Nesaeae* Koehne (incluindo o genero *Nesaea* Komm.)

Como porém dentro do genero *TSÍesaea* nenhuma das diagnoses específicas lhe convinha, foi a planta enviada ao Dr. Exell, do Herbário de Kew, que tendo tido a bondade de a examinar a classificou como *Ammannia coccinea*.

Apesar de eu ter feito primeiramente o exame dos frutos a uma bôa lupa binocular sem que encontrasse a necessária câmara proveniente da falta de septos na parte superior do ovário, mandei fazer inclusões de alguns frutos em diversos estados e depois cortes em série. Do exame dessas preparações microscópicas posso concluir que de facto os septos são contínuos, apenas se notando, por vezes, uma

pequeníssima interrupção superior que *não é mais do que a continuação do canal lisigénico deixado no estilete pela passagem dos tubos polínicos durante a polinização.*

Não possuo material de herbário que me permita estudar completamente o assunto. Por isso aqui deixo mencionada a planta com o nome que lhe foi dado em Kew e as reservas que a observação pessoal encontrou.

Em qualquer dos casos é um genero novo na Flora de Portugal, senão na Europa.

**27. *Scrophularia Herminii*** Hoffgg. et Lk. subsp. *Bourgoiana* (Lge.) P. Cout.

Vive no extremo nordeste do país, em Constantim.

**28. *Galium erectum*** Huds. subsp. *Gerardi* (Vill.) P. Cout.

Alargue-se-lhe o habitat a Trás-os-Montes, Argozelo (Taborda de Morais, **1923 !**).

**29. *Galium tenellum*** Jord.

Encontra-se em Argozelo (Taborda de Morais, **1923!**).

**30. *Centáurea paniculata*** L. subsp. *limbata* (Hoffgg. et LK.).

Estenda-se o seu habitat ao Alto Trás-os-Montes, Argozelo (Taborda de Morais, **1923!**)

# UREDÍNEAS DE PORTUGAL

por

A. GONÇALVES DA CUNHA

(Instituto Botânica da Faculdade de Ciências de Lisboa)

O primeiro trabalho que cita uma Uredínea em Portugal é a «Flora lusitanica», publicada em 1804 por Brotero, que fala do *Gymnosporatiéium clavipes* Cooke et Peck, sub *Tremella mesenteriformis* Brot. Depois d'êste trabalho de Brotero, numerosos outros foram publicados, quer por investigadores portugueses, quer por estrangeiros, estudando a flora das LTredíneas portuguesas. Entre os botânicos portugueses citaremos, além de Brotero, os profs. Dr. Júlio A. Henriques, José Veríssimo de Almeida e Manuel de Souza da Câmara; ajuntaremos a estes o nome de Camilo Torrend, que, se bem que estrangeiro, viveu longos anos em Portugal, aqui tendo estudado a nossa flora micológica. Entre os sábios estrangeiros que estudaram a micoflora portuguesa podemos citar M. J. Berheley, P. G. Mesnier, F. von Thümen, G. von Niessl, G. Winter, A. N. Berlese, C. Roumeguère, Fr. Saccardo, G. Lagerheim, P. A. Saccardo, Fr. Noach, J. Bresadola, P. Dietel, H. e P. Sydow, G. B. Traverso, Carolina Spessa e R. González Frago.

Os trabalhos d'êstes investigadores encontram-se disseminados por numerosas publicações portuguesas, espanholas, francesas e alemãs, e muito especialmente pelo *Boletim da Sociedade Broteriana*, a preciosa colecção que é indispensável a todo o botânico que deseje conhecer a flora portuguesa. Muitas destas publicações estão de há muito esgotadas e o investigador encontra inúmeras dificuldades no estudo das LTredíneas portuguesas. Foram estas dificuldades que nos levaram à convicção de que a publicação dum trabalho, que resumisse os estudos feitos nas nume-

rosas notas publicadas anteriormente, seria de grande utilidade. Por isso publicamos boje esse trabalho, abrindo assim a todos os investigadores um campo ainda boje bastante ignorado em Portugal.

A ordem que seguimos para a apresentação das famílias e dos gêneros é a do magnífico trabalho de Romualdo González Frago, *Flora Ibérica. Uredales*, publicado pela *Junta para ampliación de estudios e investigaciones científicas*, Madrid, 1924-1925. Para as espécies adoptamos a ordem alfabética, a-fim de facilitar a consulta. Cada espécie é precedida dum número de ordem, que nada tem de sistemático, mas que nos permitirá assinalar no índice o número da espécie de que se trata na sinonímia, além de facilitar as citações.

Cada um dos exemplares das espécies citadas, após a indicação do lugar de colheita e do nome do colector será seguido de um ou de vários números, que são referências aos trabalhos da Bibliografia onde os exemplares respectivos foram publicados.

Alguns dos exemplares citados em trabalhos anteriores sôbre a micoflora portuguesa foram publicados com um nome que não é boje o adoptado, segundo as regras estabelecidas pela nomenclatura. Tentámos tanto quanto possível atribuí-lhes o nome boje adoptado, tendo sempre em atenção o direito de prioridade. Quanto aos nomes científicos dos bospedeiros, utilizámos sempre, para as espécies da flora portuguesa, a nomenclatura adoptada pelo prof. Dr. Pereira Coutinho na sua *Flora de Portugal*, acrescentando a sinonímia da publicação do exemplar e a do *Index Kewensis*. Para as espécies exóticas, adoptámos a nomenclatura do *Index Kewensis*. Tratando-se de uma obra mais para estudiosos portugueses, entendemos ser mais útil dar sempre a nomenclatura da *Flora de Portugal* para as espécies portuguesas.

## BIBLIOGRAFIA

### dos trabalhos publicados até hoje sôbre as Uredíneas portuguesas

- 1 — ALMEIDA, J. V. DE, Pflanzenkrankheiten in Portugal, *Agricult. contemp.*, Lisboa, 1903.
- 2 ———, Contribution à la Mycoflore du Portugal, Lisbonne, 1903.
- 3 ———e SOUZA DA CAMARA, M. DE, Estudos mycologicos, *Rev. Agronom.*, I, 20, 55 e 89, Lisboa, 1903.
- 4 ———e——, Contribuição para a mycoflora de Portugal. Centuria III, *Rev. Agronom.*, I, 56, 89, 138, 175, 225, 305, 333, 359 e 392; II, 190, 216, 248 e 288, Lisboa, 1903-1904.
- 5 ———et——, Contributiones ad Mycofloram Lusitaniae. Centuria IV, *Rev. Agronom.*, II, 348 e 384; III, 142 e 254; IV, 59, 83, 137, 221 e 348; V, 19, 51 e 338, Lisboa, 1904-1907.
- 6 ———et——, Contributiones ad Mycofloram Lusitaniae. Centuriae III, IV e V, *Bol. Soc. Broteriana*, XXIV, 1, Coimbra, 1908-1909.
- 7 — BERKELEY, M. J., An enumeration of the fungi collected in Portugal, 1842-1850, by Dr. F. Welwitsch, with brief notes and descriptions of new species, London, 1853.
- 8 — BERLESE, A. N. et ROUMEGUÈRE, C, Contributiones ad floram mycologicam Iusitanicam, *Rev. Mycol.*, p. 161, Toulouse, 1887.
- 9 — BERLESE, A. N., SACCARDO, Fr. et ROUMEGUÈRE, C, Contributiones ad floram mycologicam Iusitanicam. II, *Rev. Mycol.*, p. 117, Toulouse, 1889.
- 10 — BRESADOLA, J., Fungi lusitanici collecti a cl. viro Fr. Moller, anno 1890, *Bol. Soc. Broteriana*, IX, 29, Coimbra, 1891.
- 11 ———, Mycologia lusitanica. Diagnoses fungorum novorum, *Broteria*, II, 87, Lisboa, 1903.
- 12 — BROTERO, F. de A., Flora lusitanica, Lisboa, 1804.
- 13 — CAMARA PESTANA, J., Contribuição para o estudo da flora mycologica da Matta da Machada, *Rev. Agronom.*, I, 117, Lisboa, 1903.
- 14 — COLMEIRO, M., Enumeración y revisión de las plantas de la Península Hispano-Lusitana e Islas Baleares. Uredíneas, Tomo V, 642-657, Madrid, 1899.
- 15 — DIETEL, P., Einiges über *Capitularia graminis* Niessl., *Mith. Thüring Bot. Ver.*, n.º 7, 18, Weimar, 1892.
- 16 — GONÇALVES DA CUNHA, A., Sur une Uredinée nouvelle pour la mycoflore portugaise: *Melampsora Lini* (Pers.) Cast., *Buli. Soc. Portug. Sc. Nat.*, XI, 259, Lisbonne, 1933.

- 17 — GONÇALVES DA CUNHA, A., Notes sur la mycoflore portugaise. *Bull. Soc. Poitug. Sc. Nat.*, XI, 269, Lisbonne, 1933.
- 18 ———, Notes sur la mycoflore portugaise, II, *Bull. Soc. Portug. Se. Nat.*, XII, 5, Lisbonne, 1934.
- 19 ———, Notes sur la mycoflore portugaise, III, *Bull. Soc. Portug. Se. Nat.*, XII, 00, Lisbonne, 1936.
- 20 — GONZÁLEZ FRAGOSO, R., Enumeración y distribución geográfica de los Uredales conocidos hasta hoy en la Península Ibérica e Islas Baleares, *Trab. Mus. Nac. C. Nat.*, série Bot., n.º 15, Madrid, 1918.
- 21 ———, Contribución a la flora micológica lusitánica, *Bol. Soc. Broteriana*, 2.\* ser. II, 3, Coimbra, 1924.
- 22 ———, Flora Ibérica, Uredales, *Junta p. ampl. de est. e invest. cient.*, Madrid, 1924-1925.
- 23 ———, Adiciones a la micoflora lusitánica, *Ass. Españ. p. el prog. de las Uienc, Cong. de Coimbra*, VI, 5, 1925.
- 24 — HENRIQUES, J. A., A vegetação da Serra do Gerez, *Bol. Soc. Broteriana*, III, 155, Coimbra, 1885.
- 25 — LAGERHEIM, G., Revision des Ustilaginées et des Urédinées contenues l'herbier de Welwitsch, *Bol. Soc. Broteriana*, VII, 126, Coimbra, 1889.
- 26 ———, Contributions à la flore mycologique de Portugal, *Bol. Soc. Broteriana*, VIII, 128, Coimbra, 1890.
- 27 — MESNIER, P. G., Apontamentos para a flora portugueza. Plantas cellulares (Microfungi), *Jörn. Hort, prat.*, VIII, 192 e 211, Pôrto, 1877.
- 28 — NIESSL, G. VON, Contributiones ad floram mycologicam lusitanicam, IV, *Mem. Inst. Coimbra*, XXXI, Coimbra, 1883.
- 29 — NOACK, Fr., In Portugal beobachtete Pflanzenkrankheiten, *Zeitschr. f. Pflanzenkr.*, XI, 263, Stuttgart, 1901.
- 30 ———, In Portugal beobachtete Pflanzenkrankheiten, *Zeitschr. f. Pflanzenkr.*, XIV, 209, Stuttgart, 1904.
- 31 — SACCARDO, P. A., Florula mycologica lusitánica, sistens contributionem deeimam..., *Bol. Soc. Broteriana*, XI, 9, Coimbra, 1893.
- 32 ———, Florae mycologicae lusitanicae contributio duodécima, *Bol. Soc. Broteriana*, XIX, 156, Coimbra, 1902.
- 33 — SOUZA DA CÁMARA, M. DE, Contributiones ad mycofloram lusitaniae, Centuria VI, *Bol. Soc. Broteriana*, XXV, 5, Coimbra, 1910.
- 34 ———, Contributiones ad mycofloram lusitaniae, Centuria VII, *Bol. Direc. Ger. Agricult.*, Lisboa, 1916.
- 35 ———, Mycetes aliquot novi aliqne in mycoflora lusitaniae ignoti, *Rev. Agronom.*, Lisboa, 1920.
- 36 ———, Contributiones ad mycofloram lusitaniae, Centuriae VIII et IX, An. *Inst. Sup. Agronom.*, III, Lisboa, 1929,
- 37 ———, Mycetes aliquot novi aliique in mycoflora lusitaniae ignoti, III, An. *Inst. Sup. Agronom.*, IV, Lisboa, 1931.
- 38 ———, Contributiones ad mycofloram lusitaniae, Centuria X, *Rev. Agronom.*, n.º 1, Lisboa, 1932.

- 39 — SYDOW, H. und P., Ein Beitráae zur Pilzflora Portugals, *Broteria*, II, 149, Lisboa, 1903.
- 40 ———, *Puccinia sonchina* n. sp., *Rev. Agronom.*, I, 330, Lisboa, 1903.
- 41 — THUMEN, F. VON, *Contributiones ad floram mycologicam lusitanicam*, I, *Jorrt. Sc. Math. Phys. Nat.*, Lisboa, 1878.
- 42 ———, *Contributiones ad floram mycologicam lusitanicam*, II, *Mem. Inst. Coimbra*, XXVII, Coimbra, 1879.
- 43 ———, *Contributiones ad floram mycologicam lusitanicam*, III, *Mem. Inst. Coimbra*, XXVIII, Coimbra, 1880.
- 44 — TORREND, C, *Contribution à la flore cryptogamique du nord du Portugal*, I, *Fungi*, *Bol. Soc. Geog.*, ser. 7, n.º 4, 263, Lisboa, 1887.
- 45 ———, Segunda contribuição para o estudo dos Fungos da região setubalense, *Broteria*, II, 123, Lisboa, 1903.
- 46 — TRAVERSO, G. B. e SPESSE, C, *La flora micologica dei Portogallo*, *Bol. Soc. Broteriana*, XXV, 26, Coimbra, 1910.
- 47 — TROTTER, A., *Sullo stato ecidiosporico della Puccinia Umbilici Guep.*, *Bull. Soc. Bot. Ital.*, p. 143, Firenze, 1901.
- 48 — WINTER, G., *Contributiones ad floram mycologicam lusitanicam*, V, *Bol. Soc. Broteriana*, II, 32, Coimbra, 1883.
- 49 ———, *Contributiones ad floram mycologicam lusitanicam*, VI, *Bol. Soc. Broteriana*, III, 50, Coimbra, 1885.

## PUCCINIACE > §

### PUCCINIA Pers.

#### 1) *Puccinia Absinthii* DC.

SIN.: *Uredo Artemisiece* Auct.; *Cseoma Artemisia?* Auct.; *Puccinia Artemisiarum* Duby; *Puccinia Tanaceti* DC, p. p.) *Puccinia Discoidearum* Link, p, p.

Em *Artemisia* sp.:

Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (48 sub *Puccinia Tanaceti*, 46, 20 e 21).

#### 2) *Puccinia Agropyri* EU. et Ev.

SIN.: *Âzcidium Clematidis* DC.

Em *Clematis Flammula* L.:

Monchique: Cerro de Pousada, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

Em *Clematis recta* L. (= *C. lathyrifolia* Bss.):

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

#### 3) *Puccinia Allii* (DC.) Rud.

SIN.: *Xiloma Allii* DC; *Puccinia Alliorum* Cda.; *Uredo Alliorum* DC

Em *Allium* sp.:

Coimbra: Ponte dos Asnos, leg. Moller (48, 31, 46 e 20).

Pinhal Novo, leg. A. Oliveira Lourenço (19).

Em *Allium Ampeloprasum* L.:

Pr. Sintra, leg. Welwitsch (25, 31, 46 e 20).

Cacilhas, leg. Laëerheim (26, 31, 46 e 20).

Trafaria, leg. Laäerheim (26, 31, 46 e 20).

Convento, pr. Portimão, leg. Welwitsch (25, 31, 46 e 20).

Campolide, leg. Daveau (25, 31, 46 e 20).

Cascais, leé. Dr. Pereira Coutinho (2, 46 e 20).



- Coimbra: Cerca de S. Bento, leg. Moller (20).  
 Lisboa: Benfica, leg. S. da Câmara (34 e 20).  
 Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
 leg. A. Pereira (34 e 20).  
 Algés, leg. Azevedo Gomes (36).  
 Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
 leg. Branquinho de Oliveira (36).  
 Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).  
 Lisboa, leg. Moniz da Maia (36).  
 Pr. Coimbra, leg. Moller (38).  
 Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
 leg. Silva Teixeira (38).
- Em *Allium gaditanum* Perez-Lara:  
 Pôrto: Crestuma, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
- Em *Allium nigrum* L. (—*A. magicum* Brot.):  
 Lisboa, leg. Welwitsch (7, 31, 46 e 20).  
 Pai Calvo, Ajuda, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).  
 Pr. Coimbra, leg. Moller (38).  
 Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
 leg. Silva Teixeira (38).
- Em *Allium panicalatum* L.:  
 Malpica, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).  
 Entre Palmela e Serra de S. Luís, leg. Welwitsch (26,  
 31, 46 e 20).
- Em *Allium paniculatum* L. var. *pallens* L.: (= *A. paliens* L.):  
 Charneca de Caparica, leg. A. R. da Cunha (26, 31,  
 46 e 20).  
 Monte de Ponte, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).  
 Castelo Branco, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).
- Em *Allium pruinaatum* Lk. (= *A. Fernandesii* Welw.):  
 Serra de Ossa, pr. Extremoz, leg. Daveau (26, 31,  
 46 e 20).  
 Cacilhas, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).  
 Piedade, leg. Welwitsch (26, 31, 46 e 20).
- Em *Allium roseum* L.:  
 Coitos, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).

Em *Allium sativum* L.:

- Coimbra, leg. Manuel Ferreira (41, 31, 46 e 20).  
 Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (48, 31, 46 e 20).  
 Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
 leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).  
 Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
 leg. S. da Câmara (20 e 36).  
 Coimbra: Cerca de S. Bento, leg. Moller (34 e 20).  
 Pr. Lisboa, leg. Moniz da Maia (20 e 36).  
 Parede, pr. Cascais, leg. Azevedo Gomes (20 e 36).  
 Algés, pr. Lisboa, leg. Botelho de Gusmão (20 e 36).  
 Pr. Coimbra, leg. Moller (38).  
 Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
 leg. Silva Teixeira (38).  
 Moita do Ribatejo, leg. Gives, da Cunha (17).  
 Alfeite, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

Em *Allium sphaerocephalum* L.:

- Coimbra, leg. Mesnier (41, 31, 46 e 20).  
 Coimbra, leg. Mesnier (9, 31, 46 e 20).  
 Piedade, leg. Welwitsch (25, 31, 46 e 20).  
 Trafaria, leg. Moller (26, 31, 46 e 20).  
 Pr. Tomar, leg. Moller (26, 31, 46 e 20).  
 Coimbra, leg. Moller (26, 31, 46 e 20).  
 Castelo Branco, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).  
 Litoral do Carreço, leg. A. R. da Cunha (26, 31, 46 e 20).  
 Cabo de S. Vicente, leg. Welwitsch (26, 31, 46 e 20).  
 Farol da Guia, leg. Welwitsch (26, 31, 46 e 20).  
 Lisboa: Tapada da Ajuda, leg. Daveau (26, 31, 46 e 20).  
 Alfeite, leg. Daveau (26, 31, 46 e 20).  
 Setúbal, leg. Torrend (45, 46 e 20).

Em *Allium vineale* L.:

- Piedade, leg. Welwitsch (26, 31, 46 e 20).

4) *Puccinia annularis* (Str.) Schlecht.

SIN.: *Uredo annularis* Str.; *Puccinia Scorodoniae* Link; *Puccinia Chamsedryos* Ces.; *Puccinia Teucrii* Fuck.

Em *Teucrium Scorodonia* L.:

Coimbra: Quinta das Maias, leg. Moller (28, 31, 46 e 20).

Pr. Sintra, leg. Lagerheim (26, 31, 46 e 20).

Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

#### 5) *Puccinia Anthoxanthi* Fuck.

Em *Anthoxanthum amarum* Brot.:

Póvoa de Lanhoso: Pico de S. Mamede, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (22).

#### 6) *Puccinia Arenaria?* (Schum.) Wint.

SIN.: *Uredo Arenaria?* Schum.; *Uredo Aisines* Schum.; *Puccinia Lychnidearum* Link, p. p.; *Puccinia Saginse* Kze. et Schum.; *Puccinia Stellarise* Duby; *Puccinia verrucosa* Schlecht.; *Puccinia Agrostemmae* Fuck.; *Puccinia Arenariae-serpyllifoliae* DC; *Puccinia Arenarise-trinerviae* Wallr.; *Puccinia Caryophyllacearum* Wallr.; *Puccinia Moheringise* Fuck.; *Puccinia Malachii* Kirchn.

Em *Lychnis alba* Mill. (= *Melandrium alhum* (Mill.)

Garcke = *M. pratense* Roehl.):

Coimbra: Penedo da Saudade, leg. Mesnier (41 sub *Puccinia Agrostemmae*, 31, 46 e 20).

Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21 e 22).

Em *Lychnis sylvestris* Schk. (= *L. dioica* L. = *Melandrium rubrum* (Weig.) Garcke):

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

Em *Melandrium (Lychnis?)* sp.:

Castelo Branco: Soalheira, leg. Torrend (5, 6, 46 e 20).

Em *Stellaria gramínea* L.:

Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Em *Stellaria media* (L.) Cyr.:

Maíngo, leg. Mesnier (41 sub *Puccinia Stellarise*, 31, 46 e 20).

7) *Puccinia Asphodeli* (DC.) Moug.

SIN.: *Uredo Asphodeli* DC; *Cutomyces Asphodeli* Tküm.; *Puccinia maculicola* Alm. et Câm.

Em *Asphodelus* sp.:

Faro, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).

Monchique, leg. Barjona de Freitas e Iglesias Viana (4 e 6 sub *Puccinia maculicola* n. sp., 46 e 20).

Monchique, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

Em *Asphodelus lusitanicus* P. Cout.:

Pr. Coimbra, leg. Mesnier (41, 31, 46 e 20).

Pr. Sintra, leg. Lagerheim (26, 31, 46 e 20).

Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Entre Monchique e Picota, leg. Glves. da Cunha (17).

Em *Asphodelus microcarpus* Viv.:

Vendas Novas, leg. S. da Câmara (38).

Entre Ludo e Arábia, pr. Faro, leg. Glves. da Cunha (17).

Entre Monchique e Picota, leg. Glves. da Cunha (17).

Monchique: Brejo, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

Em *Asphodelus ramosus* L. (= *A. alhus* Mill.):

Caldas de Monchique.

Vila Real de Santo António.

8) *Puccinia Avenae-barbata*; Gz. Frag.

Em *Avena barbata* Brot. (= *A. hirsuta* Moench.):

Pr. Tabuaço, leg. Macedo Pinto (21 n. sp. e 22).

9) *Puccinia Baryi* (Berk. et Br.) Wint.

SIN.: *Epitea Baryi* Berk. et Br.; *Puccinia Brachypodii* Otkk.

Em *Brachypodium pinnatum* (L.) Beauv.:

Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (22).

10) *Puccinia Behenis* (DC.) Otth.

SIN.: *Uredo Behenis* DC, p. p.; *AZcidium Behenis* DC, p. p.; *Puccinia Lychnidearum* Fuck., p. p.; *Puccinia Silenes* Skröt.

Em *Silene Cucubalus* Wibel (= *S. venosa* (Gilib.) Asch. = *S. inflata* Sm.):

Coimbra, leg. Mesnier (28 e 42 sub *Puccinia Behenis* e *Puccinia Lychnidearum*, 46 e 20 sub *Puccinia Silenes*).

Coimbra, leg. Mesnier (45 sub *ACcidium Behenis*, 46 e 20 sub *Puccinia Silenes*).

Torres Novas, leg. Teixeira de Vasconcelos (34, 46 e 20 sub *Puccinia Silenes*).

Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36 sub *Puccinia Silenes*).

II) *Puccinia biformis* Lagerh.

Em *Rumex bucephalophorus* L.:

Pr. Trafaria, leg Lagerheim (26 n. sp., 31, 46 e 20).

12) *Puccinia Bupleuri-falcati* (DC.) Wint.

SIN.: *AZcidium Falcariae* DC var, *Bupleuri-falcati* DC.; *Puccinia Bupleuri* Rud.; *Uredo Bupleuri* Barcl.

Em *Bupleurum protractum* Hofféé. et Lk. (= *B. subvatum* Lk.):

Serra de Monsanto, leg. Welwitsch (7, 25 e 20 sub *Puccinia Bupleuri* e 46).

13) *Puccinia Buxi* DC.

Em *Buxus sempervirens* L.:

Pr. Sintra, leé. Welwitsch (7, 31, 46 e 20).

Sintra, leg. Mesnier (27, 31, 46 e 20).

Quinta do Espinheiro, leg. Moller (43, 31, 46 e 20).

Arrábida: Convento de S. Paulo, leg. Moller (43, 31, 46 e 20).

Sintra, leg. Welwitsch (25, 31, 46 e 20).

Quinta do Lumiar, leg. Welwitsch (25, 31, 46 e 20).  
 Pr. Caldas da Rainha, leg. Welwitsch (25, 31, 46 e 20).  
 Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).  
 Caldas da Rainha, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).  
 Queluz, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).  
 Sintra: Sitiais, leg. Dr. Pereira Coutinho (2, 46 e 20).  
 Pr. Cascais, leé- Dr. Pereira Coutinho (2, 46 e 20).  
 Coimbra: Quinta de Santa Cruz, leg. Lima Bastos  
 (34 e 20).  
 Pr. Colares, leg. S. da Câmara (34 e 20).  
 Quinta do Vinagre, leg. S. da Câmara (34 e 20).  
 Rio de Milho, leg. S. da Câmara (34 e 20).  
 Viana do Castelo, leg. Torrend (20).  
 Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).  
 Coura: Insalde, leg. Clemente Pereira (21).  
 Pr. Gradil, Mafra, leg. Branquinho de Oliveira (36).  
 Coimbra: Quinta de Santa Cruz, leg. Glves. da  
 Cunha (18).

Fsta espécie foi distribuída na «Flora Lusitanica Exsic-  
 cata» C. XIII, 1893 (Coimbra: Quinta de Santa Cruz,  
 leg. Moller, em *Buxus sempervirens* L.).

#### 14) *Puccinia Campanulce-herminii* Gz. Frag.

SIN.: *Puccinia Campânulae* Carm. f. *Campanulce-Herminii* Gz. Frag.

Em *Campânula Herminii* Hoffgg. et Lk.:

Serra da Estrela, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21 e 22).

No «Herbário Portuguez da Academia Polytechnica  
 do Pôrto» foi distribuída a *Puccinia Campanulea* Carmich,  
 cuja identificação é considerada duvidosa por González  
 Fragoso.

#### 15) *Puccinia Cardui-pycnocephali* Syd.

SIN.: *Puccinia galatica* Syd.

Em *Carduus pycnocephalus* L. (= *C. tenuilorus* Curt.):  
 Tabuaço, leg. J. Macedo Pinto (21 e 22).

16) *Puccinia Carduorum* Jacky

SIN.: *Puccinia Cirsii* Lasch., p. p.; *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.

Em *Carduus* sp.:

Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39 sub *Puccinia Cirsii*, 46 e 20).

Colares: leg. S. da Câmara (36).

Em *Carduus pycnocephalus* L. (= *C. tenuiflorus* Curt. = *C. acanthoides* Lam.):

Coimbra, leg. Mesnier (27 e 41 sub *Puccinia Cirsii*, 21, 46 e 20).

Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39 sub *Puccinia Cirsii*, 46 e 20).

Lisboa, leg. S. da Câmara (2 sub *Puccinia Hieracii*, 46 e 20).

Alfeite, leg. S. da Câmara (2 sub *Puccinia Hieracii*, 46 e 20).

Lisboa: Benfica, leg. S. da Câmara (34 e 2u).

Lisboa, leg. A. Pereira (34 e 20).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (38).

Azeitão, leg. Glves. da Cunha (18).

Esta espécie foi distribuída na «Flora Lusitânica Exsiccata», C. XIX, 1911 (Soalheira: S. Fiel, leg. Zimmermann, em *Carduus pycnocephalus* L. = *C. tenuiflorus* Curt.).

17) *-Puccinia Carieis* (Schum.) Rhent.

SIN.: *Uredo Carieis* Schum.; *dZeidium Urtica?* Schum.; *jEcidium Urtica?* DC; *Puccinia Carieis* DC; *Puccinia punctum* Link; *Puccinia striola* Link; *Puccinia Urtica?* Laáetk.; *Puccinia Caricina* DC.

Em *Carex* sp.:

Coimbra, leg. ? (8, 46 e 20).

Em *Carex paniculata* L.:

Pr. Lagoa de Óbidos, leg. Daveau (26 sub *Puccinia Urticse*, 46 e 20).

Em *Carex pendula* Huds.:

Monchique: Ribeira de Miguel Neto, leg. Dr. R. T. Palhinha (Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924).

18) *Puccinia Castellana* Gz. Frag.

SIN.: *Puccinia Umbelliferarum* DC, p. p.; *Puccinia Pimpinellee* (Syd.) Mart., p. p.;  
*Puccinia hullata* (Pers.) Wmt., p. p.

Fm *Pimpinella villosa* Schousb. (= *P. bubonoides* Brot.):  
Pr. Coimbra, leg. Mesnier (27 e 41 sub *Puccinia Pimpinellee*, 46 sub *Puccinia bullata e 20*).

Almada, leg. Welwitsch (7 sub *Puccinia Umbelliferarum*, 25 sub *Puccinia Pimpinellee*, 46 sub *Puccinia bullata e 20*).

19) *Puccinia Centaurea*; DC.

SIN.: *Puccinia Hieracii* (ScLum.) Mart., p. p.

Fm *Centaurea paniculata* L.:

Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Fm *Centaurea polyacantha* Willd.:

Foz do Douro, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

20) *Puccinia Centaurea*; DC. f. *Calcitrapae* DC.

SIN.: *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.; *Puccinia Calcitrapae* DC.

Em *Centáurea Calcitrapa* L.:

Pr. Coimbra, leg. Moller (43 e 20 sub *Puccinia Calcitrapae e 46* sub *Puccinia Centaureae*.)

21) *Puccinia Centáurea*? DC.

f. *Centaurece-Hoffmansseggiana*; Gz. Frag.

Em *Centáurea Hoffmansseggiana* Laz.:

Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924 e 22).

22) *Puccinia Cerasi* (Bér.) Cast.

SIN.: *Mycogene Cerasi* Bér.; *Puccinia Cerasi* Desm.

Em *Prunus Pérsica* (L.) Stock. (= *Amygdalus Pérsica* L.):

Pr. Coimbra, leg. Moller (32 sub *Puccinia Cerasi* f. *Amygdali*, 46 e 20).



23) *Puccinia Cesatii* Schröt.

SIN.: *Uredo* (*Podocystis*) *Andropogonis* Ces.; *Puccinia Andropogonis* Fuck.;  
*Puccinia Andropogonis* Otk.

Em *Andropogon hirtus* L.:

Baía, pr. Coimbra, leg. Mesnier (42 sub *Puccinia Andropogonis*, 46 e 20)

Em *Andropogon hirtus* L. var. *pubescens* Vis. (= *A. pubescens* Vis.):

Portela, pr. Coimbra, leg. Mesnier (41 sub *Uredo Andropogonis*, 46 e 20).

24) *Puccinia Chondrillina* Bub. et Syd.

SIN.: *Puccinia Prenanthis* (Pers.) Fuck., p. p.; *Puccinia Chondrillae* Cda., p. p.; *Uredo Chondrillae* Opiz.

Em *Chondrilla juncea* L.:

Pr. Ancas, leg. Mesnier (27, 41, 46 e 20).

Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

S. Fiel, leé. Torrend (5, 6, 46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída na «Exsiccata» organizada por Torrend.

25) *Puccinia Chrysanthemi* Roze

SIN.: *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.; *Puccinia Tanacetii* DC, p. p.;  
*Puccinia Pyrethri* (Wallr.) Rabenh., p. p.; *Uredo Chrysanthemi* Roze;  
*Puccinia Chrysanthemi-sinensis* Henri.

Em *Chrysanthemum* sp. (cult.):

Lisboa, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).

Foz do Douro, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Pr. Colares, leé- Branquinho de Oliveira (36).

Lisboa: Jardim Colonial, leá- Branquinho de Oliveira (36).

Em *Chrysanthemum sinense* Sab., var.:

Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto» (sub *Uromyces*).

**26) *Puccinia Cichorii* (DC.) Bell.**

SIN.: *Uredo Cichorii* "DC; *Ceeoma Cichorii* "Link; *Puccinia Prenanthis* (Pers.) Fuck., p. p.; *Puccinia Endiviee* Passer.

Em *Cichorium Endívia* L.:

Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36 sub *Puccinia Endiviee*).

Em *Cichorium Intybus* L.:

Coimbra, leg. Mesnier (41, 46 e 20).

Lisboa, leg. A. Pereira (34 e 20).

**27) *Puccinia Circaeae* Pers.**

SIN.: *Puccinia Circeae* Mart., p. p.; *Puccinia Circaeae* Fuck., p. p.

Em *Circeea lutetiana* L.:

Pôrto, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21 e 22).

**28) *Puccinia Cirsii* Lasch.**

SIN.: *Uredo Cirsii* Lasch.; *Puccinia Cnici* Mart.; *Puccinia Cirsii* Fuck.; *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.; *Puccinia Cirsii-Erisithalis* Maán.; *Puccinia Cirsii-heterophylli* Maán.; *Puccinia Laschii* Lagerh.

Em *Cnicus palustris* Willd. (= *Cirsium palustre* (L.) Scop.):  
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Cnicus tuberosus* Roth. (= *Cirsium tuberosum* All.):  
Ponte de Lima: Estorão, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

**29) *Puccinia Cirsii-lanceolati* Schrot.**

SIN.: *Ceeoma Kahatianum* Bub.; *Gymnoconia Cirsii-lanceolati* Bub.; *Jackya Cirsii-lanceolati* Bub.; *Puccinia Cirsii* Mart.; *Puccinia Cirsii-eryophori* Jacky.

Em *Cnicus lanceolatus* Willd. (= *Cirsium lanceolatum* Hill.):

Pôrto: Quinta Amarela, leg. Dr. Gonçalo Sampaio  
(21 e 22).

30) *Puccinia Convolvuli* (Pers.) Cast.

SIN.: *Uredo Betee* Pers. var. *Convolvuli* Pers.; *Uredo Convolvuli* Str.; *Uredo Sepium* Spr.; *Ecidium Calystegise* Desm.; *Uredo Calystegise* Desm.; *Ecidium Convolvuli* Sacc.

Em *Calystegia ssepium* (L.) R. Br.:

Coimbra: Cerca de S. Bento, leg. Moller (42 sub *Ecidium Calystegise*, 46 e 20).

Coimbra: Cboupal, leg. Moller (48, 46 e 20).

31) *Puccinia coronata* Corda

SIN.: *Ecidium Rhamni* Gm., p. p.; *Puccinia Lolii* Niels., p. p.; *Puccinia Rhamni* Wettst., p. p.; *Puccinia coronifera* Kleb., p. p.; *Uredo coronata* Erikss. et Henn., p. p.; *Puccinia Calamagrostidis* Syd.; *Solenodonta coronata* (Corda) Syd.

Em *Agrostis* sp.:

Coimbra: Caminho de Celas, leg. Moller (43, 46 e 20).

Em *Avena* sp.:

Cacilhas, leg. Lagerheim (26 sub *Puccinia Rhamni*, 46 e 20).

Em *Avena barbata* Brot.:

Pr. Coimbra, leg. Mesnier (27, 41, 46 e 20).

Coimbra: Cerca de S. Bento, leg. Moller (42, 46 e 20).

Coimbra, leg. Moller (42, 46 e 20).

Em *Avena sativa* L.:

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).

Pr. Reguengos de Monsaraz, leg. Sereto Moniz (20).

Em *Festuca Arundo* Hook. (-*F. Alopecurus* Brongn.):

Trafaria, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Em *Holcus lanatus* L.:

Coimbra: Cerca de S. Bento, leg. Moller (42, 46 e 20).

- Em *Holcus mollis* L.:  
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
- Em *Hordexzm vulgare* L. subsp. *hexasticum* L. (= *H. hexastichon* L.):  
Coimbra: Quinta das Maias, leg. Moller (42, 46 e 20).
- Em *Rhamnus Fr angula* L. (= *Frangula nigra* Samp.):  
Pôrto, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
- Em *Setaria verticillata* (L.) Beauv.:  
Colares, leg. S. da Câmara (36).

Segundo Traverso e Spessa, algumas destas citações devem muito provavelmente pertencer à *Puccinia Lolii*.

### 32) *Puccinia Corrigiolae* Chev.

SIN.: *Puccinia Arenarise* (Sekum.) Wint. var. *Corrigiolae* Roum.

- Em *Corrigiola littoralis* L.:  
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46, 20 e 22).

Esta espécie foi também distribuída na «Flora Lusitânica Exsiccata», C. XVII, 1901 (S. Fiel: Soalheira, leg. Zimmermann, em *Corrigiola littoralis* L.) e no «Herbário Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto».

### 33) *Puccinia Crepidicola* Syd.

SIN.: *Puccinia Hieracii* (Sckum.) Mart., p. p.

- Em *Crepis taraxacifolia* Tbuill.:  
Sintra, leg. Lagerbeim (26 sub *Puccinia Hieracii*, 46 e 20).

### 34) *Puccinia Crepidis* Schröt.

- Em *Crepis* sp.:  
Lisboa: Campo Grande, leg. Welwitsch (25, 26 e 20).

**35) *Puccinia Cressce* (DC.) Lagerh.**

SIN.: *Jecidium Cressce* DC; *Cseoma Cressatum* Link; *&cidium Herniarias* Scalia.

Em *Cressa cretica* L. var. *villosa* (Hoffgg. et Lk.) Chroisy  
(= *C. villosa* Hoffgg. et Lk.):

Vila Nova da Raínha, leg. Welwitsch (7 sub *LZcidium*  
*Cresses*, 25, 46 e 20).

**36) *Puccinia Crucianellas* Desm.**

SIN.: *Uredo mediterrânea* Lindr.

Em *Crucianella marítima* L.:

Trafaria, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

J. Lindroth, no seu trabalho «L'irédinées nouvelles»,  
publicado em Estocolmo em 1901, cita o exemplar coibido  
por Lagerheim sob o nome de *Uredo mediterrânea* n. sp.

**37) *Puccinia Cynodontis* Desm.**

Em *Cynodon Dactylon* (L.) Pers.:

Coimbra, leg. Mesnier (27, 41, 46 e 20).

**38) *Puccinia dispersa* Erikss. et Henn.**

SIN.: *Jecidium Asperifolii* Pers., p. p.; *Uredo Rubigo-vera* DC, p. p.; *Puccinia*  
*straminis* Fuck.; *Puccinia Rubigo-vera* (DC.) Wint., p. p.; *Puccinia dis-*  
*persa* Erikss. et Henn. f. *Secalis* Erikss. et Henn.; *Puccinia Secalina*  
Grove; *Pleomeris dispersa* (Erikss.) Syd.; *Puccinia Asperifolii* Wettst.  
*Puccinia striiformis* West.

Em *Anchusa itálica* Retz.

Pr. Arucitana (Alentejo), Pias: Herdade da Machada,  
leg. Samuel Lupi (38).

Aqua Flavia (Trás-os-Montes), leg. Rosado Nunes (38).

Em *Anchusa undulata* L.:

Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Pr. Coimbra, leg. Moller (46 e 20).

Em *Festuca clavata* Moench. (— *Vulpia Geniculata* Lk.):

Pr. Sintra, leg. Lagerheim (25 sub *Puccinia Asperi-*  
*folii*, 46 sub *Puccinia Rubigo-vera* e 20).

- Em *Gaudinia fragilis* (L.) Beauv. :  
Pr. Figueira da Foz, leg. Moller (33 e 20).
- Em *Hordeum murinum* L.:  
Pr. Soalheira: Quinta das Freixas, leg. Torrend (5, 6, 46 e 20).
- Em *Polypogon* sp.:  
Trafaria, leg. Lagerheim (25 sub *Puccinia Asperifolii*, 46 sub *Puccinia Rubigo-vera* e 20).
- Em *Sécale cereale* L. :  
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. V. de Almeida (2 e 46 sub *Puccinia Rubigo-vera* e 20).

### 39) *Puccinia Eryngii* DC.

- SIN.: *Æcidium Eryngii* Cast.; *Puccinia Pimpinellse* (Str.) Link var. *Eryngii* Wint.;  
*Puccinia Umbelliferarum* DC var. *Eryngii* Wint.
- Em *Eryngium campestre* L.:  
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).

### 40) *Puccinia Falcariae* (Pers.) Fuck.

- SIN.: *Æcidium Falcariae* Pers.; *Æcidium Sii-Falcariae* Pers.; *Æcidium Falcarias* DC; *Uredo Falcariae* Spr.; *Puccinia Sii-Falcariae* Schröt.
- Em ?  
?, leg. Welwitsch (7 sub *Æcidium íalcarise*, 46 e 20).

### 41) *Puccinia Ficalhoana* Lagerh.

- Em *Scilla hispánica* Mill. (= *S. campanulata* Ait. = *Endymion campanulatus* Pari.):  
Herbário da Faculdade de Ciências de Lisboa (26 n. sp., 46 e 20).

Lagerheim diz: «J'ai trouvé ce beau *Micropuccinia* dans l'herbier de l'Ecole Polytechnique de Lisbonne; la localité où a été récolté la plante nourricière n'était pas indiquée. Cette espèce diffère beaucoup du *Puccinia Rossiana* (Sacc.) qui croît sur le *Scilla bifolia* ».

42) *Puccinia Frankenice* Link

SIN.: *Puccinia pulvinulata* Rud.; *Puccinia alsophila* Sacc; *Uredo Franienise* Mont.

Em *Franletenia hirsuta* L. var. *Isevis* (L.) Bss. (= *F. laevis* L.):

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Welwitsch (26 sub *Puccinia pulvinulata*, 46 e 20).

Pr. Montijo, leg. Welwitsch (26 sub *Puccinia pulvinulata*, 46 e 20).

43) *Puccinia Galactitis* Syd.

SIN.: *Leptopuccinia Galactitis* Syd.

Em *Galactitis tomentosa* Moench.:

Coimbra: Pr. Convento de S. Paulo, leg. Moller (48 e 31 sub *Puccinia Asteris* Duby, 46 e 20).

Coimbra: Pr. Convento de S. Paulo, leg. Moller (33 e 20).

Foz do Douro, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).

44) *Puccinia Gladioli* (Req.) Cast.

SIN.: *Uredo Gladioli* Red.

Em *Gladiolus* sp.

?, leg. Welwitsch (7, 25, 31, 46 e 20).

Serra de Monsanto, leg. Welwitsch (25, 46 e 2u).

Serra da Arrábida, leg. Welwitsch (26, 46 e 20).

Pr. Tavira: Santo Estêvão, leg. Daveau (26, 46 e 20).

Em *Gladiolus illyricus* Koch.:

Arredores de Setúbal, leg. Welwitsch (25, 45, 46 e 20).

Em *Gladiolus illyricus* Koch. subsp. *Reuteri* Bss. (= *G. Reuteri* Bss.):

Pr. Coimbra: Pinhal de Marrocos, leg. Moller (26, 46 e 20).

Pr. Castelo Branco, leg. A. R. da Cunha (26, 46 e 20).

Em *Gladiolus segetum* Ker.-Gawl.:

Quinta do Lumiar, *leg.* Welwitsch (25, 46 e 20).

Beja, *leg.* A. R. da Cunha (26, 46 e 20).

Alcântara, *lea-* Daveau (26, 46 e 20).

Charneca, *leg.* Daveau (26, 46 e 20).

45) *Puccinia glumarum* (Schum.) Erikss. et Henn.

SIN.: *Uredo glumarum* Scnum.; *Puccinia Rubigo-vera* (DC.) Wint., p. p.; *Pleomeris glumarum* (Scnum.) Syd.

Em *Bromus* sp.:

Pr. Alenquer

Cascais

Arredores de Oeiras

Parede

Salvaterra de Magos

Santar, pr. Viseu

Lisboa: Praça de José Fontana

Vila Franca de Xira

*leg.* Branquinho de Oliveira, Ferreira Roquete, M. Pereira Coutinho e Moniz da Maia (36).

Em *Bromus madritensis* L.:

As mesmas citações de *Bromus* sp. (36).

Em *Bromus rigidus* Roth. (= *B. rigens* L.):

As mesmas citações de *Bromus* sp. (36).

Pr. Coimbra, *leg.* Molier (38).

Em *Bromus rigidus* Roth. vár. *Gussonei* (Pari.):

As mesmas citações de *Bromus* sp. (36).

Em *Festuca Myuros* L. (= *Vulpia Myurus* Gmel.):

Coimbra: Estrada das Sete Fontes, *leg.* Moller (28 e 46 sub *Puccinia Rubigo-vera* e 20).

Em *Hordeum vulgare* L.:

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, *leg.* V. de Almeida (2 e 46 sub *Puccinia Rubigo-vera* e 20).



Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. S. da Câmara (20).

As mesmas citações de *Bromus* sp. (36).

Em *Triticum vulgare* Vill. (= *T. aestivum* L. subsp.  
*vulgare* Vill.

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. V. de Almeida (2 e 46 sub *Puccinia Rubiéo-  
-vera* e 2u) (1).

Em *Triticum vulgare* Vill. (= *T. aestivum* L.) subsp. *durum*  
(Desf.) Tbell. (= *T. durum* Desf.):

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. V. de Almeida (2 e 46 sub *Puccinia Rubiéo-  
-vera* e 20).

#### 46) *Puccinia graminis* Pers.

SIN.: *Uredo linearis* Pers.; *Jecidium Berberidis* Gm.; *Puccinia poculiformis*  
(Jacq.) Wettst.

Numa Gramínea indeterminada:

Gaia: Valadares, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Avena barbata* Brot.:

Coimbra, leg. Moller (26 sub *Puccinia poculiformis*,  
46 e 20).

Em *Avena sativa* L.:

Pr. Reguengos de Monsaraz, leg. Sereto Moniz (20 e 36).

Em *Bromus* sp.:

Cascais, leg. M. Pereira Coutinho (36).

Colares, leg. M. Pereira Coutinho (36).

Oeiras, leg. M. Pereira Coutinho (36).

Em *Lolium* sp.:

?, leg. ? (9, 31, 46 e 20).

(1) M. Bensaúde, no seu trabalho Notes on wheat diseases in Portugal, *Bol. Soc. Broteriana*, II sér., VI, 77-114, Coimbra, 1939, dá também algumas indicações sobre a existência em Portugal da *Puccinia glumarum*, da *P. graminis* e da *P. triticina*.

Em *Poa trivialis* L.:

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. Barjona de Freitas (34 e 20).

Fm *Triticum vulgare* Vill. (= *Triticum aestivum* L. subsp.  
*vulgare* Vill.):

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).

Tábua, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).

Graciosa, leg. Luis Coelho (2, 46 e 20).

Pr. Leiria, leg. Costa e Sousa (34 e 2u).

Tomar: Casal das Varandas, leg. Castro Guedes (36).

#### 47) *Puccinia Heraclei* Grev.

SIN.: *Puccinia intfuinans* Wallr. var. *Heraclei* Wallr.; *Puccinia Pimpinellee*  
(Syá.) Mart., p. p.; *Puccinia bullata* (Pers.) Wint., p. p.; *Puccinia Umbellifera-*  
*rarum* DC, p. p.

Fm *Heracleum Sphondylium* L.:

Coimbra: Cerca de S. Bento, leg. Moller (48 e 31 sub  
*Puccinia Pimpinellee*, 46 sub *Puccinia bullata* e 20).

#### 48) *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart.

SIN.: *Uredo Hieracii* Schum.; *Uredo Cichoracearum* DC; *Ceoma ilosculosorum*  
Link; *Puccinia ilosculosorum* (Link) Roehl, p. p.

Fm *Hieracium boreale* Fr.:

Ponte de Lima: Sá, leg. Gonçalo Sampaio (21).

Monção, leg. P. Clemente Pereira (21).

Em *Leontodon* (*Hieracium?*) sp.:

Serra da Estrela, leg. Moller (23, 46 e 20) (1).

#### 49) *Puccinia Hypochaeridis* Oud.

SIN.: *Uredo Hyoseridis* Schum.; *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.

Em *Hypochceris radicata* L.:

Setúbal: Salinas de N. Senhora da Graça, leg. Torrend  
(45, 46 e 20).

(1) Ver 65) *Puccinia Piloselloidearum* Probst., citação em *Hieracium*  
*Pilosella* L.

Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbário Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto».

**So) *Puccinia Iridis* (DC.) Wallr.**

SIN.: *Uredo Iridis* DC.; *Uromyces Iridis* Lév.; *Puccinia truncata* Berk, et Br.;  
*Uredo limbata* Rath. rar. *Iridis* Rabh.; *Puccinia crassivertex* Thum.;  
*Uredo Iridis* Duby.

Em *Iris florentina* L. (= *L. alhicans* Lee.):  
Monchique, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).  
Monchique, leg. Glves. da Cunha (18).

Em *Iris fctidissima* L.:  
Monchique: Bica Boa, leg. Dr. R. T. Palhinha (Gz.  
Frag., *Broteria*, XI, 128, 1924).  
Monchique: Bica Boa, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

**S1) *Puccinia Jasmini* DC.**

Em *Jasminum fruticans* L.:  
Serra da Arrábida, leg. Welwitsch (25, 46 e 20).  
Serra da Arrábida, leg. Torrend (45, 46 e 20).

**52) *Puccinia Le Monneriana* Maire**

Em *Cnicus* (= *Cirsium*) sp.:  
Pr. Fundão, leg. Torrend (5, 6, 46 e 20).  
Em *Cnicus palustris* Willd. (= *Cirsium palustre* Scop.)  
var. *spinosissimum* Wk.:  
Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída na «Flora Lusitana Exsiccata», C. XIX, 1911, colhida em Castelo Novo, leg. Zimmermann, em *Cnicus palustris* Willd. (= *Cirsium palustre* Scop.).

**53) Puccinia Leontodontis Jacky**

SIN.: *Puccinia Hieracii* (Sckum.) Mart., p. p.; *Uredo Apargiae* Schlecht.

Em *Leontodon dens-leonis* (*Taraxacum officinale* Webber subsp. *Dens-leonis* (Desf.)?):  
S. Fiel, leg. Torrend (20).

Em *Leontodon tuberosus* L. (= *Thrincia grumosa* Brot. = *Th. tuberosa* DC):  
Tapada da Ajuda, leg. Welwitsch (25 sub *JEcidium Compositarum* Mart., 46 e 20).

**54) Puccinia Liliacearum Duby**

SIN.: *Puccinia Ornithogali* Auct.

Em?

?, leg. Mesnier (27, 46 e 20).

**55) Puccinia Lolii Niessl**

SIN.: *Puccinia coronata* Cda., p. p.; *Puccinia coronifera* Kleb., p. p.

Em *Avena* sp.:

Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Avena sativa* L.:

Pr. Reguengos de Monsaraz, leg. Sereto Moniz (36).

Em *Holcus lanatus* L.:

Santar, pr. Viseu, leg. Moniz da Maia (35).

Em *Lolium multiflorum* Lam.:

Santar, pr. Viseu, leg. Moniz da Maia (35).

Em *Lolium rigidum* Gaud.:

Santar, pr. Viseu, leg. Moniz da Maia (35).

**56) Puccinia Magnusiana Körn.**

SIN.: *JEcidium Ranunculacearum* DC, p. p.; *Puccinia Arundinacea* HedV. var. *epicaula* Wallr.

Em *Phragmites communis* Trin.:

Ribamar, leg. Lagerbeim (26, 46 e 2u).

57) *Puccinia Malvacearum* Mont.SIN.: *Puccinia Alceae* Roum.Em *Althsea armeniaca* Tenore:

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

Em *Althasa oifcinalis* L.:Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. S> da Câmara (2, 46 e 20).Em *Althasa rósea* Cav.:

Quinta do Espinheiro, leg". Möller (28, 31, 46 e 20).

Pr. Ribamar, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Parede, leg. Azevedo Gomes (20).

Lisboa, leg. Gonçalves de Sousa (20).

Em *Lavatera cretica* L.:

Serra de Monsanto, leg. A. R. da Cunha (26, 46 e 20).

Coimbra: Cerca de S. Bento, leg. Moller (46 e 20).

Tapada da Ajuda, leg. S. da Câmara (2, 46 e 20).

Cruz Quebrada, leg. Castro Guedes (34 e 2u).

Lisboa, leg. A. Pereira (34 e 20).

Lisboa, leg. Moniz da Maia (34 e 20).

Em *Lavatera Olhia* L.:

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Glves. da Cunha (17).

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Glves. da Cunha (19).

Em *Malva Alcea* L. (= *M. itálica* Poli.):

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Glves. da Cunha (i7).

Em *Malva nicasensis* Ali. (= *M. rotundifolia* Brot.):

Coimbra, leg. Mesnier (42, 31, 46 e 20).

Quinta do Espinheiro, leg. Moller (28, 46 e 2ü).

Pr. Ribamar, leg. Lagerheim (27, 46 e 20).

Moita do Ribatejo, leg. Glves. da Cunha (17).

Em *Malva sylvestris* L.:

Coimbra, leg. Mesnier (41, 31, 46 e 20).

Entre Monchique e Picota, leg. Glves. da Cunha (17).

Moita do Ribatejo, leg. Glves. da Cunha (17).

Bombarral, leg. Glves. da Cunha (18).

Em *Malva sylvestris* L. var. *mauritiana* (L.) Boiss. (= *M. mauritiana* L.):  
Alfeite, leg. S. da Câmara {%, 46 e 20}.

Berlese, Saccardo e Roumeguère citam esta espécie em Portugal, em *Malva nicseensis* Ali. (= *M. rotundifolia* Brot.). A *Puccinia Malvacearum* Mont. foi também distribuída, parasitando o mesmo hospedeiro, na «Flora Lusitânica Exsiccata», C. XVII, 1901 (Soalheira, S. Fiel, leg. Zimmermann), nas «Espécies distribuídas pela Sociedade Broteriana» em 1903-1906 (Campolide, leg. Dr. A. Ricardo Jorge) e no «Herbário da Academia Polytechnica do Pôrto» (S. Fiel, leg. Zimmermann).

58) *Puccinia Maydis* Béreng.

SIN.: *Puccinia Sorghi* ScKw.; *Puccinia Zese* Béreng.; *Puccinia Arundinacea* Hedw. var. "*Maydis* Cast.; *Ecidium Oxalidis* Tnüm.; *ecidium peyritschianum* Magn.

Em *Zea Mays* L.:

Pr. Coimbra, leg. Moller (43, 31, 46 e 20).

Pr. Bougado, leg. M. Pedrão (43, 31, 46 e 20).

S. Fiel, leg. Zimmermann (44, 46 e 20).

S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Caldas da Rainha, leg. Welwitsch (25 sub *Puccinia Sorghi*, 46 e 20).

As Vendas, leg. Welwitsch (25 sub *Puccinia Sorghi*, 46 e 20).

Margens do Tejo, leg. Welwitsch (25 sub *Puccinia Sorghi*, 46 e 20).

Lisboa, leg. Welwitsch (25 sub *Puccinia Sorghi*, 46 e 20).

Lisboa: Jardim do Hospital da Marinha, leg. Welwitsch (25 sub *Puccinia Sorghi*, 46 e 20).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2 sub *Puccinia Sorghi*, 46 e 20).

Monchique, leg. V. de Almeida (2 sub *Puccinia Sorghi*, 46 e 20).

Coimbra, leg. Moller (34 e 20).

Colares (Sintra), leg. S. da Câmara (34 e 20).

Caminha, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).  
 Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).  
 Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).  
 Colares (Sintra), leg. J. M. Baptista Bolho (36).  
 Murtede (Cantanhede), leg. S. da Câmara (36).  
 Monchique, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

Esta espécie foi distribuída nas «Espécies distribuídas pela Sociedade Broteriana» e no «Herbario da Academia Polytechnica do Pôrto».

### 59) *Puccinia Menthce* Pers.

SIN.: *Uredo Mentha?* Pers.; *Jecidium Mentia?* DC; *Uredo Calamintha?* Str.;  
*Uredo Labiatarum* DC; *Uredo Clinopodii* DC; *Puccinia Clinopodii* DC;  
*Puccinia Calamintha?* Fuck; *Uredo Satureise* Cast.

Em *Calamintha officinalis* Moench. (= *Satureia Calamintha* (L.) Scheele) var. *montaria* (Hoffgg. et Lk.)  
 P. Cout.:

Coimbra: Cerca de Santa Cruz, leg. Mesnier (41 sub *Puccinia Calaminthae*, 31, 46 e 20).

Em *Mentha rotundifolia* Huds.:

Trafaria, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Mentha rotundifolia* Huds. var. *hirsuta*:

Coimbra: Ceira, leg. Moller (41, 31, 46 e 20).

Em *Mentha viridis* L.:

Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Isfepeta* sp.:

S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Em *Origanum vulgare* L.:

S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario de Torrend» (S. Fiel, leg. Zimmermann, em *Origanum vulgare* L.).

60) *Puccinia Mesnieriana* Thum.

SIN.: *Puccinia digitata* EU. et Harkn.; *Coronoteliium Mesnierianum* (Tküm.) Syd.

Em *Rhamnus Älaternus* L.:

Pr. Coimbra, leg. Mesnier (27, 41 n. sp., 31, 46 e 20).

Lisboa, leg. Girard (26, 46 e 20).

Buarcos, leg. Moller (10, 31, 46 e 20).

Setúbal: Castelo de S. Filipe, leg. Torrend (45, 46 e 20).

Coimbra, leg. Moller (34 e 20).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. Silva Teixeira (38).

Monchique, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).

Berlese, Saccardo e Roumeguère (9, 31) citaram também esta espécie, colhida em Portugal. Fia foi distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto», nas «Especies distribuidas pela Sociedade Broteriana», (1890, Buarcos, leg. A. Goltz de Carvalho e 1896, Coimbra: Sete-Fontes, leg. Barros e Cunha) e na «Flora lusitanica Exsiccata», C. XIII, 1893 (Coimbra, Sete-Fontes, leg. Moller, em *Rhamnus Älaternus* L.).

61) *Puccinia Montagnei* De Toni

SIN.: *Puccinia Hemiaria?* Moni.; *Puccinia Hemiaria?* Uná., p. p.

Em *Hemiaria Glabra* L. (= *H. marítima* Link):

Pr. Lisboa, leg. Daveau (2, 46 e 20).

62) *Puccinia obscura* Schrot.

SIN.: *Jbuidium Bellidis* Tküm.; *Puccinia Bellidis* Lagerli.; *Puccinia Beschiana* Maire.

Em *Bellis annua* L.:

S. Fiel, leg. Torrend (20).

Sintra, leg. Torrend (20).

Em *Bellis sylvestris* (L.) Cyr.:

Sintra, leg. Lagerheim (26 sub *Puccinia Bellidis* n. sp.,  
46 e 20).



Em *Lxzzula Forsteri* (Sm.) DC. (-*L. pilosa* Lk.):  
Sintra, leg. Lagerneim (27 sub *Puccinia Bellidis* n. sp.,  
46 e 20).

Póvoa de Lanhoso, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

63) *Puccinia ohtegens* (Link) Tul.

SIN.: *Cseoma obtegerts* Link; *ecidium obtegens* Link; *Uredo suaveolens* Pers.;  
*Puccinia obtegens* Fuck.; *Ceeoma suaveolens* Link; *Puccinia suaveolens*  
(Pers.) Rostr.

Em *Cnicus arvensis* Hoffgg. (= *Cirsium arvense* Scop.):  
Buarcos, leg. Moller (10, 31, 46 e 20 sub *Puccinia*  
*suaveolens*).

Esta espécie foi distribuída nas «Espécies distribuídas  
pela Sociedade Broteriana» em 1891, em *Cnicus arvensis*  
Hoffgg. (= *Cirsium arvense* Scop.) leg. A. Goltz de Carva-  
lho e no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica  
do Pôrto».

64) *Puccinia Phragmites* (Schum.) Körn.

SIN.: *Uredo Phragmites* Schum.; *Ecidium rubellum* Pers.; *Uredo striola* Str.;  
*JE, cidium Rumicis* Pers.; *ecidium Rhei* West.; *Puccinia Arundinacea*  
Hedw.; *Puccinia striola* (Str.) Schlecht.; *Puccinia rubella* (Pers.) Arthur.

Em *Arundo Donax* L.:

Pr. Vila Franca de Xira, leg. Canas Mendes (34 e 20).

65) *Puccinia Picridis* (Schum.) Körn.

SIN.: *Puccinia Picridis* Jacky.

Em *Pieris hieradoides* L.:

Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio  
(Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924).

66) *Puccinia Piloselloidearum* Probst.

SIN.: *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.

Em *Hieracium Pilosella* L.:

Serra do Gerez: Barranco, leg. Moller (49, 24, 31 e 44 sub *Puccinia flosculosorum* (Lk.) Roobl., 46 e 20 sub *Puccinia Hieracii* e *Puccinia Piloselloidearum*).

67) *Puccinia Piptathei* Lagerh.

Em *Oryzopsis canadensis* Torr. (= *Piptatherum multi-ilorum* Beauv. = *Urachne parviflora* Trin.):  
Pr. Ribamar, leg. Lagerbeim (26, n. sp., 46 e 20).

68) *Puccinia Polygoni-amphibii* Pers.

SIN.: *Puccinia Polygoni* Pers., p. p.; *Puccinia Amphibii* Thüm.; *Puccinia Polygonorum* Link; *Puccinia Lysimachiae* Karst.; *Ecidium sanguinolentum* Lindr.; *Puccinia Polygoni* Fuck., p. p.

Em *Polygonum amphibium* L.:  
Alcarraçues, pr. Coimbra, leg. Moller (42 e 31 sub *Puccinia Amphibii* n. sp., 46 e 20).

Em *Polygonum dumetorum* L.:  
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

69) *Puccinia Porri* (Sow.) Wint.

SIN.: *Uredo Porri* Sow.; *Puccinia mixta* Fuck.; *Uromyces Alliorum* Cooke.

Em *Allium* sp.:  
?, leg. Welwitsch (7 e 31 sub *Uromyces Alliorum*, 46 e 20).

Em *Allium Ampeloprasum* L.:  
Setúbal: Quinta do Convento de S. Francisco, leg. Torrend (45 sub *Uromyces Alliorum*, 46 e 20).

Em *Allium sphaerocephalum* L.:  
Setúbal: Quinta do Convento de S. Francisco, leg. Torrend (45 sub *Uromyces Alliorum*, 46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída nas «Espécies distribuídas pela Sociedade Broteriana» em 1905-1906 (Lazareto de Lisboa, leg. Dr. A. Ricardo Jorge, em *Allium roseum* L.).

70) *Puccinia Pruni-spinosce* Pers.

SIN.: *Puccinia Pruni* Pers.; *Puccinia Prunorum* Link; *Jecidium punctatum* Pers.; *AZcidium çtuadrifidum* DC; *Puccinia discolor* Fuck.; *Uredo Pruni* Cast.; *Uromyces Persicee* Rabenh.; *Uredo Castagnei* Thum.

Em *Amygdalus communis* L.:

Pr. Colares, leg. S. da Câmara (36).

Em *Prunus Armeniaca* L.:

Pr. Mirandela, leg. Moura Pegado (36).

Em *Prunus domestica* L.:

Coimbra, leg. Mesnier (41 e 31 sub *Puccinia Prunorum*, 46 e 20).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2 sub *Puccinia Pruni*, 46 e 20).

Cbaves, leg. Andrade Pereira (2 sub *Puccinia Pruni*, 46 e 20).

Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).

Em *Prunus Pérsica* (L.) Stokes:

Coimbra: Cerca de S. Bento, leg. Moller (42 e 31 sub *Uredo Castagnei* n. sp., 46 e 20).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2 sub *Puccinia Pruni*, 46 e 20).

Pr. Coimbra, leg. Moller (34 e 20).

Pr. Sintra, leg. S. da Câmara (34 e 20).

S. Fiel, leg. Torrend (20).

Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. S. da Câmara (36).

Pr. Colares, leg. S. da Câmara (36).

71) *Puccinia punctata* Link

SIN.: *Cseoma Galii* Link; *Cseoma Galiatum* Link; *Puccinia Galii* Schw; *Puccinia Galiorum* Link; *Jecidium Galii* Auct.; *Persooniella punctata* (Link) Syd.

Em *Galium erectum* Huds.:

Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (36, 46 e 20).

Em *Galium Mollugo* L.:

Coimbra: Penedo da Meditação, leg. Mesnier (41 e 31 sub *Puccinia Galiorum*, 46 e 20).

Pr. S. Fiel. leg. Torrend (20).

72) *Puccinia purpurea* Cke.

SIN.: *Uredo Sorghi* Fuck.; *Uredo Sorghi* Passer.; *Puccinia Penniseti* Barcl.; *Puccinia sanguinea* Diet.; *Uredo Sorghi-halepensis* Pat.

Em *Sorghum halepense* Pers. (= *Andropogon halepensis* (L.) Brot.):

Pr. Cascais, leg. Dr. P. Coutinho (2 sub *Puccinia sanguinea*, 46 e 20).

73) *Puccinia Pyrethri* (Wallr.) Rabh.

SIN.: *Puccinia Discoidearum* Link., p. p.; *Puccinia Discoidearum* Link var. *Pyrethri* Wallr.; *Puccinia Tanaceti* DC, p. p.

Em *Chrysanthemum coronarium* L. (= *Pinardia coronária* Less.):

Cacilhas, leg. Lagerheim (26 sub *Puccinia Tanaceti*, 46 e 20).

Trafaria, leg. Lagerheim (26 sub *Puccinia Tanaceti*, 46 e 20) (1).

74) *Puccinia Rhagadioli* (Passer.) Thüm.

SIN.: *Äzcidium Rhagadioli* Passer.

Em *Picridium vulgare* Desf. (= *Reichardia gaditana* Wk.):

Alcântara: Arco das Aguas Livres, leg. Welwitsch (26 sub *Puccinia Tragopogonis* Cda., 46 e 20) (2).

Em *Rhagadiolus edulis* Gaertn. (= *R. stellatus* (L.) Gaertn. var. *edulis* (Gaertn.) DC):

(1) Traverso e Spessa têm. algumas dúvidas à cerca da existência desta espécie em Portugal. González Fragoso apresenta as mesmas dúvidas.

(2) Lagerheim dá apenas provisoriamente o nome de *Puccinia Tragopogonis* Cda. a esta Uredinea encontrada em exemplares de *Rhagadiolus*. González Fragoso, afirmando que não conhece citação alguma de Uredinea em *Picridium vulgare* Desf., diz que talvez se possa relacionar esta citação com a *Puccinia Scorzonereae* (Sckum.) Syd.

Serra de Monsanto, leg. Welwitsch (26 sub *Puccinia Traéopogonis* Cda., 46 e 20).

75) *Puccinia Romagnoliana* Maire et Sacc.

SIN.: *Puccinia conclusa* Thum (1).

Em *Cyperus longas* L.:

Pr. Coimbra, leg. Mesnier (41 sub *Puccinia conclusa* n. sp., 31 e 46 sub *Puccinia conclusa* e 20).

Pr. Colares, leg. S. da Câmara (20 e 35).

Pr. Colares, leg. S. da Câmara (36).

76) *Puccinia Rumicis-scutati* (DC.) Wint.

SIN.: *Uredo Rumicis-scutati* DC.; *Puccinia Rumicis* Beil.; *Puccinia pedunculata* Schrot.

Em *Rumex scutatus* L.:

S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

77) *Puccinia Saxifragat* Schlecht.

SIN.: *Puccinia Saxifragarum* Schlecht.; *Puccinia intfuinans* Wallr. var. *Saxifragse* Wallr.; *Puccinia Saxifragse* Fuck.

Em *Saxifraga granulata* L.:

Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

78) *Puccinia silvatica* Schrot.

SIN.: *jEcidium Taraxaci* Kze. et Sekum.

Em *Carex paniculata* L.:

Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Carex stricta* Good. (=C. *Hudsonii* A. Benn. = C. *casspitosa* Brot.):

Póvoa de Lanhoso, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Póvoa de Lanhoso, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924).

(1) González Fragoso, ainda que citando a *Puccinia conclusa* Thum, independentemente da *Puccinia Romagnoliana* Maire et Sacc, admite que devem pertencer a esta última espécie os exemplares colhidos por Mesnier.

79) *Puccinia simplex* (Körn.) Erikss. et Henn.

SIN.: *Puccinia straminis* Fuck, var. *simplex* Körn.; *Uromyces Hordei* Niessl.; *Puccinia Rubigo-vera* (DC.) Wint. var. *simplex* Auct.; *Uredo simplex* Erikss. et Henn.; *Pleomeris holcina* (Körn.) Syd.

Em *Hordeum vulgare* L.:

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2 sub *Puccinia Rubigo-vera* var. *simplex*, 46 e 20).

80) *Puccinia Smyrnii-Olusatri* (DC.) Lindr.

SIN.: *Jæcidium Bunii* DC. var. *Smyrnii-Olusatri* DC.; *Puccinia Smyrnii* Biv.-Bern.; *Puccinia apophysata* Rabenh.; *Puccinia Tortfuati* Passer.; *Puccinia Lecokias* Kotscky; *Puccinia Smyrnii* Cda.

Em *Smyrnium Olusatrum* L.:

Lisboa, leg. V. de Almeida (2 sub *Puccinia Smyrnii*, 46 e 20).

Coimbra: Cerca de S. Bento, leg. Moller (6, 46 e 20).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Lima Basto (20 e 34).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. S. da Câmara (20 e 34).

Belmonte, leg. Torrend (20).

Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).

81) *Puccinia Sonchi* Rob.

SIN.: *Jæcidium Sonchi* West.; *Jæcidium Sonchi* Joknst.; *Puccinia Pseudo-Spheeria* Mont.; *Uromyces puccinioides* Fautr, et Roll.; *Uromyces Sonchi* Oud.; *Puccinia Tagananensis* Magn.

Em *Sonchus arvensis* L.:

Foz do Douro, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Sonchus maritimus* L.:

Trafaria, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Em *Sonchus oleraceus* L.:

Pr. Coimbra, leg. Moller (28 e 31 sub *Puccinia flosculosorum* (Link) Roehl., 46 e 20).

Lisboa, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Cacilhas, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Cascais, leg. Dr. P. Coutinho (2, 46 e 20).

Azeitão: Vila Nogueira, leg. J. Rasteiro (33 e 20).

Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbário Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto».

### 82) *Puccinia Sonchina* Syd.

SIN.: *Puccinia Hieracii* (Schum.) Mart., p. p.; *Uredo Sonchina* Thüm.

Em *Sonchus* sp.:

Pr. Beja, leg. Barj. de Freitas e Iglesias Viana (4 sub *Puccinia Hieracii*, 46 e 20).

Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (40 n. sp., 46 e 20).

Em *Sonchus oleraceus* L.:

Pr. Colares, leg. S. Câm. (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936 (1)).

### 83) *Puccinia Spergulat* DC.

SIN.: *Puccinia Spergulee* Kirchn.; *Puccinia Lychnidearum* Lk., p. p.

Em *Spargula arvensis* L.:

Pr. Sintra, leg. Lagerheim (26 sub *Puccinia Arenarise* Schröt., 46 e 20).

Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

### 84) *Puccinia Symphyti-Bromorum* Müll.

SIN.: *Jecidiura Asperitoli* Pers. p. p.; *Æzidium Symphyti* Tküm.; *Jecidium Pulmonariee* Tküm.; *Puccinia dispersa* Erikss. et Henn. f. *Bromi* Erikss.; *Puccinia Bromina* Erikss.; *Uredo Bromina* Erikss., p. p.; *Pleomeris Bromina* (Erikss.) Syd.

Em *Bromus Madritensis* L.:

Pr. Santar (Viseu), leg. Moniz da Maia (20 sub *Puccinia Bromina*).

(1) Nesta altura da publicação do nosso trabalho chega-nos o novo trabalho do prof. M. de Sousa da Câmara, *Contributiones ad Mycoïloram Lusitânia?*, *Bol. de Agricult.*, I sér., N.º 1, A. II, 1, 1936. Incluiremos já no nosso trabalho as espécies que ainda é possível aqui introduzir. A maior parte das espécies do gên. *Puccinia* serão porém mencionadas em apêndice.

**85) *Puccinia Taraxaci* (Rchent.) Plowr.**

SIN.: *Puccinia Phaseoli* Rabenk. var. *Taraxaci* Rchent.

Em *Taraxacum officinale* Weber (= *T. vulgare* Schrank):

**Pôrto, leg.** Dr. Gonçalo Sampaio (21).

**Pôrto:** Quinta Amarela, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

**86) *Puccinia Thesii* (Desv.) Chaill.**

SIN.: *ffücidium. Thesii* Desv.; *Uredo Thesii* Desv.

Em *Thesium divaricatum* Jan.:

S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

**87) *Puccinia Triticina* Erikss. (1)**

SIN.: *Puccinia dispersa* Erikss. et Henn. f. *Tritici* Erikss. et Henn.; *Puccinia Rubigo-vera* (DC.) Wint., p. p.; *Pleomeris Triticina* (Erikss.) Syd.

Em *Lolium temulentum* L.:

As mesmas citações que para *Triticum vulgare* Vill.

Em *Triticum vulgare* Vill. (= *T. aestivum* L. subsp. *vulgare* Vill.):

Pr. Santar, leg. Moniz da Maia (20 e 36).

Pr. Cascais, leg. Branquinho de Oliveira (36).

Vila Franca de Xira, leg. Romão dos Passos (36).

Golegã, leg. Romão dos Passos (36).

Parede, leg. M. Pereira Coutinho (36).

**88) *Puccinia Umbilici* Guep.**

Em *Cotyledon Umbilicus!*, (= *Umbilicuspendulinus* DC.):

S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Póvoa de Lanhoso, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto».

(1) Ver nota a pág. 191.



89) *Puccinia variabilis* Grev.

SIN.: *JEcidium Taraxaci* Grav.; *JEcidium Grevillei* Grove.

Em ?

?, *leg.* Welwitsch (7, 31, 46 e 20). (1)

90) *Puccinia Vinca* (DC.) Berk.

SIN.: *Uredo Vinca*? DC; *Cseoma Vincas* Link; *jEcidium Vinca*? Láz-; *Puccinia Berkeleyi* Passer.; *Puccinia Vinca*? Cast.

Em *Vinca difformis* Pourr. (= *V. media* Hoffáá- et Lk.):  
Coimbra: Mata de Alcarraques, *leg.* Moller (42,9 e 31 sub  
*Uredo Vincae*, 46 e 20).

Coimbra, *leg.* Laéerheim (26, 46 e 20).

Em *Vinca major* L.:

Pr. Sintra, *leg.* Castro Guedes (4 sub *Puccinia Berkeleyi*, 6, 30, 46 e 20).

Lisboa: Parque Eduardo VII, *leg.* Branquinho de  
Oliveira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

Esta espécie foi também citada por Berlese, Saccardo e Roumeguère (9) em *Vinca difformis* Pourr. (= *V. media* Hoffgg. et Lk.) sub *Uredo Vincse*.

91) *Puccinia Viola*; (Schum.) DC.

SIN.: *JEcidium Viola*? Schum.; *Uredo Viola*? DC; *Puccinia Fergussoni* Berk. et Br. var. *hastata*? (Cke.) De Toni; *Puccinia densa* Diet. et Holw.; *Puccinia Violarum* Link.

Em *Viola* sp.:

Sintra, *leg.* Laéerheim (26, 46 e 20).

Serra do Bussaco, *leg.* A. F. de Seabra (4, 6, 46 e 20).

Pr. Unhais, *leg.* Torrend (5, 6, 46 e 20).

Pr. Castelo Branco, *leg.* Zimmermann (5, 6, 46 e 20).

Gerez: Tendais, *leg.* Torrend (20).

Em *Viola odor ata* L.:

Coimbra, *leg.* Mesnier (27 e 41 sub *Puccinia Violarum*, 31, 46 e 20).

Coimbra, *leg.* Dr. J. Henriques (49, 46 e 20).

Serra do Bussaco, *leg.* A. F. de Seabra (4, 6, 46 e 20).

(1) Esta citação é duvidosa, segundo González Fragoso.

## UROMYCES Link

92) *Uromyces Acetosce* Schrot.

SIN.: *Uromyces Rumicum* Lev., p. p.; *Uromyces Rumiéis* (Schum.) Wint., p. p.

Em *Rumex Acetosa* L. var. *australis* :  
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Em *Rumex scutatus* L.:  
Castelo Branco, leg. Torrend (5, 6, 46 e 20).

Esta especie foi também distribuída no «Herbario  
Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto».

93) *Uromyces Anthyllidis* (Grev.) Schrot.

SIN.: *Uredo Anthyllidis* Grev.; *Uredo Dorycnopsisidis* Thum.

Em *Anthyllis Gerardi* L. (= *Dorycnopsis Gerardi* (L.)  
Boiss.):

Buçaco, leg. Mesnier (41 sub *Uredo Dorycnopsisidis*  
n. sp., 31 sub *Uredo Dorycnopsisidis*, 46 e 20).

Em *Anthyllis Vulneraria* L. var. *litorea*:  
Leça de Palmeira, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (ZI).

Em *Hippocrepis unisiliquosa* L.:  
S. Fiel, leg. Luisier (45, 46 e 20).  
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 2u).

Em *Trigonella Fcenum-greecum* L.:  
Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).

94) *Uromyces appendiculatus* (Pers.) Link

SIN.: *Uredo appendiculata* Pers.; *Uredo appendiculata* Pers. var. *Phaseoli* Pers.;  
*Puccinia Phaseoli* Rabenh.; *Puccinia Phaseolarum* DC; *Uredo Phaseola-*  
*rum* DC; *Uredo Phaseoli* Str.; *Cseoma Phaseoli* Nees; *Ceeoma appendicu-*  
*latum* Schlecht., p. p.; *JECidium Phaseolarum* Wallr.; *Puccinia Phaseoli-tri-*  
*lobi* Schw.; *Uromyces appendiculatus* Fr.; *Uromyces Phaseolarum* De By.;  
*Uredo Dolichi* Berk, et Br.; *Uromyces Phaseoli* Wint.; *Uromyces Phaseoli*  
Cke.; *Uromyces obscurus* Diet, et Holw.; *Uromyces Vignee-luteolse* Henn.;  
*Uromyces Dolichi* Cke.

Em *Phaseolus vulgaris* L. (= *P. nanus* L.):  
Coimbra: Quinta das Sete-Fontes, leg. Mesnier (41 e  
31 sub *Uromyces Phaseolarum*, 46 e 20).

Coimbra, leg. Moller (43 e 31 sub *Uromyces Phaseolarum*, 46 e 20).

Pr. Cascais, leg. Dr. P. Coutinho (2 sub *Uredo Dolichi*, 44 e 20).

Coimbra: Cerca de S. Bento, leg. Moller (6, 46 e 20).

Pr. Coimbra, leg. Silva Rosa (33, 46 e 20).

Colares, leg. S. da Câmara (20).

Em *Viena Catjanê* Walp. (— *V. sinensis* Endl.) var. *monachalis* Brot. (= *Dolichos monachalis* Brot.):

Lezírias do Tejo, leg. Welwitsch (25 sub *Uredo Dolichi*, 46 e 20).

Alcácer do Sal, leg. R. dos Passos (2 sub *Uredo Dolichi*, 46 e 20).

Pr. Coimbra, leg. Moller (33, 46 e 20).

Tapada da Ajuda, leg. Silva Rosa (20).

Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (zi).

Esta espécie foi também distribuída nas «Espécies distribuídas pela Sociedade Broteriana» em 1902 (Caparide, leg. Dr. P. Coutinho) e em 1893 (Buarcos, leg. A. Goltz de Carvalho em *Vigna Catjanê* Walp. var. *monachalis* Brot. (= *Dolichos monachalis* Brot.), sub *Uromyces Dolichi*), na «Flora Lusitanica Exsiccata» C. XVIII (Caparide, leg. Dr. P. Coutinho em *Phaseolus vulêaris* L. e Buarcos, leg. A. Goltz de Carvalho) e no «Herbário Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto» (sub *Uredo Dolichi*).

#### 95) *Uromyces Behenis* (DC.) Ung.

SIN.: *Uredo Behenis* Ung.; *Mcidium Behenis* DC, p. p.j *Uredo Behenis* DC-, *Cseoma Behenis* Link; *Caeoma Lychnidearum* Link; *Pucciniola Behenis* (DC.) Marek.; *UromycesBehenis* Lév.; *Capitularia mielospora* Ces.; *Uromyces Behenis* Niessl.

Em *Silene Cucubalus* Wíbel (= 5. *venosa* (Gilib.) Arch.= *S. inilata* Sm.):

Alpendurada, leg. Mesnier (27, 41 e 44 sub *Mcidium Behenis*, 31, 46 e 20).

Caldas do Gerez, leg. Moller (49, 31, 24, 46 e 20).

Cacilhas, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

- Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).  
 Douro: Pocinho, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).  
 Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (38).  
 Montemor-o-Velho: Olival de Santa Maria, leg. Glve . da Cunha e Gives. Sobrinho (17).  
 Bombarral, leg. Gives, da Cunha (18).  
 Jardim Botânico de Lisboa, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).  
 Laranjeiras: Quinta das Palmeiras (Lisboa), leg. Gives. da Cunha (19).  
 Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

96) *Uromyces Betce* (Pers.) Lév.

SIS.: *Uredo Betas* Pers.; *Uredo cincta* Str.; *Cmoma Betarum* Link; *Erysibe Cinnamomea* Wallr. var. *Betaium* Wallr.; *Trichobasis Betas* Lev., *Uromyces Betas* Tui.; *iridium Betas* Kühn.

Em *Beta vulgaris* L.:

- Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).  
 Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Barj. de Freitas (33 e 20).  
 Algés, pr. Lisboa, leg. Mário Fonseca (20).

Fm *Beta vulgaris* L. subsp. *maritima* L. (= *B. maritima* L.):

- Cacilhas, leg. Lagerheim (25, 46 e 20).

97) *Uromyces Cachrydis* Hariot

SIN.: *Uromyces Pteroclasna?* Lindr.

Esta espécie foi assinalada em Portugal (Sacc, Syll. Fung., XI, 176) em *Prangos uloptera*. Contudo González Fragoso não crê que ela exista em Portugal e mostra que deve haver erro nesta afirmação, tendo-se confundido Lusitânia (Portugal) com Luristânia, na Pérsia. Não sendo o género *Prangos* conhecido na flora portuguesa, devemos citar a existência desta espécie em Portugal com muita reserva.

98) *Uromyces Caryophyllinus* (Schrank) Wint.

SIN.: *Lycoperdon Caryophyllum* Sehr.; *Uredo Dianthi* Pers.; *Uredo bullatum* West.; *Uromyces Dianthi* Niels; *Uromyces cristatus* Schrot., p. p.j *Uromyces sinensis* Speg.; *Uredo Dianthicola* Hariot.; *Nigredo Caryophyllina* Arthur; *Uromyces Caryophyllinus* (Sehr.) Schrot.; *Jecidium Euphorbiee-gerardianee* Fisch.

Em *Dianthus Caryophyllus* L.:

Lisboa, leg. Oliveira e Sousa (33 e 20).

Lisboa: Jardim da Praça do Rio de Janeiro, leg. Sá Nogueira (20).

Algés, pr. Lisboa, leg. Mário Ferreira (20).

Parede, leg. Branquinho de Oliveira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

99) *Uromyces Chenopodii* (DC.) Schrot.

SIN.: *Jecidium Chenopodii-fruticosi* DC.; *Ceeoma Chenopodiatum* Link; *Uredo Chenopodii* Spreng.; *Uredo Chenopodii* Duby; *Jecidium Schosbjerias* Auersw.; *Uromyces giganteus* Speg.; *Jecidium Suedee* Thum.; *Uromyces Suaedse* Jacz.; *Uromyces giganteus* Speg. var. *erythrseus* Trott.; *Capitularia Chenopodii* (DC.) Syd.

Em *Suaeda* ( — *Schosbaeria*) sp.:

Montijo, leg. Lagerheim (26 e 46 sub *Uromyces Chenopodii* e *A cidüxm Chenopodii-iruticosi* e 20).

100) *Uromyces Ciceris-arietini* (Grogn.) Jæz. et Boy.

SIN.: *Uredo Ciceris-arietini* Grogn. var. *eetnensis* Scalia; *Uredo Ciceris* Passer.

Em *Cicer arietinum* L.:

Pr. Azeitão, leg. Joaquim Rasteiro (2, 46 e 20).

101) *Uromyces cristatus* Schröt. et Niessl.

Em *Dianthus Caryophyllus* L.:

Lisboa; Jardim da Praça do Rio de Janeiro, leg. Sá . Nogueira (2 e 20).

Pr. Carcavelos, leg. S. da Câmara (2, 46 e 20).

Faro, leg. Iglesias Viana (20).

**102) *Uromyces Dactylidis* Otth.**

SIN.: *Jecidium Ranunculi-acris* Pers.; *ALcidium Ranunculi* Schum.; *Jecidium Ranunculi* Rchent.; *ALcidium Ranunculacearum* DC, p.p.; *Ceeoma Ranunculacearum* Schlecht., p. p.; *Cseoma Ranunculaceatum* Link, p. p.; *Uromyces graminum* Cooke; *Puccinella graminis* Fuck.

Em *Dactylis glomerata* L.:

Coimbra, leg. Mesnier (41, 31, 46 e 20).

Cacilhas, leg. Lagerbeim (26, 46 e 20).

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Daveau (2, 46 e 20).

Lisboa: Estação Agrária Central de Belém, leg. João de Vasconcelos (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

**103) *Uromyces Fabae* (Pers.) Du Bary**

SIN.: *Uredo Fahse* Pers.; *Uredo Viciai* Rchent.; *Uredo Viciae-Fabae* Pers.; *Uredo Viciae-Fabae* Schum.; *Cseoma Leguminosorum* Schlecht.; *Caeoma appendiculatum* Schlecht.; *Krysibe appendiculata* Wallr.; *Uromyces appendiculatus* Ving.; *Uredo Leguminosorum* Rabenh.; *J&cidium Leguminosorum* Rabenh.; *Puccinia Orobi* Fuck.; *Uromyces Orobi* Pers.; *Uromyces Vicia?* Fuck.; *Uromyces polymorphus* Peck, et Clint.; *Uromyces Yschisnagai* Henn.; *Capitularia Fabae* (Pers.) Syd.

Em *Lathyrus Cicera* L.:

Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39 sub *Uromyces Orobi*, 46 e 20).

Em *Lathyrus latifolius* L.:

Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39 sub *Uromyces Orobi*, 46 e 20).

Em *Pisum sativum* L.:

Todo o paiz, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).

Em *Vicia Faba* L.:

Coimbra, leg. Mesnier (27, 41, 31, 29, 46 e 20).

Todo o paiz, leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).

Cascais, leg. Sousa Amado (34 e 2u).

Lisboa, leg. A. Pereira (34 e 20).

Pr. Vila Viçosa, leg. S. da Câmara (34).

Cruz Quebrada, leg. Castro Guedes (20).

Reguengos de Monsaraz, leg. Leseto Moniz (20).

Pôrto, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Ermezinde, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Ponte de Lima, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).  
 S. Braz de Alportel, leg. Gives, da Cunha (17).  
 Moita do Ribatejo, leg. Gives, da Cunha (18).  
 Pinhal Novo, leg. A. de Oliveira Lourenço (19).

Em *Vicia hirsuta* (L.) Gray:

Ribeira de Cacilhas, pr. Coimbra, leg. Moller (49 e 31  
 sub *Uromyces Orobi*, 46 e 20).

Em *Vicia sativa* L.:

Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (34 e 20).  
 Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).

#### 104) *Uromyces Genistce-tinctorice* (Pers.) Wint.

SIN.: *Uredo appendiculata* Pers. var. *Genista?-tinctoria?* Pers.; *Uredo Cytisi* Sir.;  
*Uredo Cytisi* DC.; *Uredo Laburni* DC.; *Puccinia Laburni* DC.; *Uredo*  
*Genistarum* Duby; *Uromyces Pteleacearum* Rabenk.; *Uromyces Genista?*  
 Fuck.; *Caeoma apiculatum* Cda.; *Uromyces Laburni* Fuck.; *Uromyces Cara-*  
*ganicola* Henn.; *Uromyces Genista?* Pers.

Lm *Colutea arborescens* L.:

Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (48 e 46 sub  
*Uromyces Genistss-tinctorias*, 31 sub *Uromyces*  
*Genistas* e 20 sub *Puccinia Laburni*).

#### 105) *Uromyces graminis* (Niels.) Diet.

SIN.: *Jecidium Seseli* Niels.; *Capitularia graminis* Niels.; *Uromyces Dactylidis*  
 Otk., p. p.; *Puccinella graminis* (Niels.) Syd.

Em *Melica* sp.:

Cacilhas, leg. Lagerheim (26 sub *Uromyces Peckianus*  
 Farl., 15 sub *Capitularia graminis*, 46 e 20).

Em *Melica ciliata* L.:

Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (S. Câm., *Bol.*  
*de Agricult.*, 1936).

#### 106) *Uromyces hippomarathricola* S. Câm.

Em *Hippomarathrum cristatum* Bss. (-*H. pterochlssnum*  
 (DC.) Bss.):

Pr. Cascais: Ribeira de Caparide, leg. Branquinho de  
 Oliveira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936, n. sp.).

107) *Uromyces Limonii* (DC.) Lév.

SIN.: *Puccinia Limonii* DC; *Caecoma Staticis* Rucl; *Uredo Limonii* Daby; *ALcidium Limonii* Daby; *Capitularia Limonii* (DC.) Syd.

Em *Statice sinuata* L.:

Lisboa: Jardim Botânico da Ajuda, leg. Branquinho de Oliveira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

108) *Uromyces Loti* Blytt.

SIN.: *Puccinia Loti* Kirchn.; *Uromyces Euphorbiae-corniculatae* Jordi.; *Uromyces striatus* Schröt., p. p.

Em *Lotus uliêinosus* Schkr.:

Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).  
Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio  
(Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924).

109) *Uromyces monspessulanus* Tranzsch.

SIN.: *Uredo excavata* DC; *Uredo Euphorbiae-serratae* DC; *Uromyces excavatus* DC. var. *Euphorbiae-serratae* DC.

Em *Euphorbia serrata* L.:

Barca de Alva, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

110) *Uromyces Onobrychidis* (Desm.) Lév.

SIN.: *Uredo Onobrychidis* Desm.; *Puccinia Onobrychidis* Otth.

Em *Onobrychis eriophora* (Pourr.) Desv.:

Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (37).  
Sagres, leg. Glves. da Cunha (18).

III) *Uromyces Ornithogali* Lév.

SIN.i *Uromyces acutatus* Fuck., p. p.

Em *Ornithogalum unifolium* Ker-Gawl. (= *O. nanum* Brot.):

Coimbra: Arregaça, leg. Moller (43, 31, 46 e 20).



112) *Uromyces Pisi* (Pers.) Wint.

SIN.: *Uredo appendiculata* Pers. var. *Pisi* Pers.; *Jecidium Euphorbiae* Gm.; *Uredo appendiculata* Pers. var. *Pisi-sativi* Pers.; *Puccinia Pisi* DC; *Acidium Cyparissias* DC; *Uredo Pisi* Str.; *Acidium Euphorbiarum* DC; *Ceeoma appendiculatum* Skleckt.; *Cseoma Euphorbiee* Skleckt.; *Ceeoma appendiculosum* Link; *Cseoma Euphorbiatum* Link; *Jecidiolum exanthematicum* Ung.; *Uromyces Lathyri* Fuck.; *Uromyces Pisi-sativi* Liro.

Em ?:

?, leg. Mesnier (27 e 30 sub *Jecidium Euphorbiss.* 46 e 20).

Em *Lathyrus latifolius* L.:

Pôrto: Quinta Amarela, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Lathyrus latifolius* L. var. *angustifolius* Godr.:

Pr. Cascais, leg. A. Pereira (4, 6, 46 e 20).

113) *Uromyces Polygoni* (Pers.) Fuck.

SIN.: *Puccinia Polygoni* Pers.; *Puccinia Polygoni-avicularise* Pers.; *Uredo Centumodii* Skum.; *Puccinia Avicularise* DC.; *Uredo Polygonarum* DC.; *Uromyces Polygonorum* Lév.; *Uromyces Avicularise* Skröt.; *Capitularia Polygoni* (Pers.) Rabenh.

Em *Polyonum aviculare* L.:

Pr. Pampilhosa, leg. Lagerbeim (26, 46 e 20).

Sintra, leg. Lagerbeim (26, 46 e 20).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. João de Vasconcelos (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

114) *Uromyces prceminens* (DC.) Lév.

SIN.: *Uredo prceminens* DC; *Uredo scutellata* Sckw.; *Caeoma (Uredo) punctuosum* Sckw.; *Cseoma (Acidium) Euphorbise-hypericiollee* Schw.; *Uromyces Chamaesydis* Sa. cc.; *Uromyces Euphorbiee* Çke. et Peck; *Uromyces pulvinatus* Kalckbr. et Cke.; *Uromyces Macounianus* EH. et Ev.

Em *Euphorbia Chamassyce* L.:

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Lagerbeim (25 sub *Uromyces Chamaesydis*, 46 e 20).

Em *Euphorbia Chamsesyce* L. var. *canescens* (L.) Bss.:  
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. Welwitsch (25, 46 e 20).

### 115) *Uromyces renovatus* Syd.

SIN.: *Uromyces Lupini* Sacc, p. p.; *Uromyces Lupini* Berk, et Curt., p. p.

Em *Lupinus* sp.:  
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Mesnier (41 e 31 sub  
*Uromyces Lupini* Berk, et Curt., 46 e 20).  
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em diversas espécies de *Lupinus*:  
S. Fiel, leg. Torrend (20).

Em *Lupinus alhus* L.:  
Pr. Faro, leg. V. de Almeida (2 sub *Uromyces Lupini*  
Berk, et Curt., 46 e 20).  
Pr. Coimbra, leg. Cardoso de Menezes (33 e 20).  
Amadora, leg. Canas Mendes (34 e 20).

Em *Lupinus angustifolius* L.:  
Pr. Salvaterra de Magos, leg. Branquinho de Oli-  
veira (38).

Em *Lupinus luteus* L.:  
Entre Ludo e Arábia, pr. Faro, leg. Gives, da Cunha (17).

### 116) *Uromyces reticulatus* (Thiim.) Bub.

SIN.: *Jecidium reticulatum* Thiim.; *Uromyces acutatus* Fuck., p. p.

Em *Allium Vitorialis* L.:  
Serra da Estrela, leg. Welwitsch (25 e 46 sub *Uromyces*  
*Erythronii* (DC.) Passer, e 20).

### 117) *Uromyces Rumicis* (Schum.) Wint.

SIN.: *Uredo Rumicis* Schum.; *Uredo bifrons* DC; *Uredo Rumicis-aquaticis*  
DC; *Uredo Rumicum* DC; *Caaoma Rumicum* Sckleckt.; *Erysibe Cinna-*

*momea* Wallr. var. *Rumicum* Wallr.; *Uredo planiuscula* Mont.; *Uromyces Rumicum* Lev.; *Uredo sororia* Lasck.; *Uromyces úraternus* Lasch.; *Ceeoma apiculosum* Bon.; *Uromyces Rumicum* Fuck.

Em *Emex spinosa* (L.) Campd. (= *Rumex spinosa* L.):  
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Dr. R. T. Palhinha  
(Gz. Fragoso, *Broteria*, XXI, 128, 1924).

Em *Rumex* sp.:  
Lisboa: Benfica, leg. S. da Câmara (33 e 20).

*Rumex Acetosa* L.:

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. V. de Almeida (2, 46 e 2u).

Em *Rumex montanus* Desf. (= *R. ariólius* Ali.):  
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Rumex obtusifolius* "L.,;  
Cacilhas, leg. Mesníer (41 e 31 sub *Uromyces Rumicum*,  
46 e 20).

**Pôrto:** Quinta Amarela, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).  
Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo  
Sampaio (2i).

Em *Rumex pulcher* L.:  
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbário  
Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto».

#### 118) *Uromyces Salsolæ* Reich.

Em *Salsola Soda* L.:  
Alcacer do Sal: pr. Salacia, leg. José María de Carvalho  
(S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

#### 119) *Uromyces Sciltarum* (Grev). Wint.

SIN.: *Uredo Sciltarum* Grev.; *Uredo Muscari* Duby; *Uredo limbata* Rabenh. var.  
*Muscari* Rabenk.; *Uredo concéntrica* Desm.; *Uromyces concentricus* Lev.;  
*Uromyces Muscari* Lev.; *Uromyces concentricus* Fuck., p. p.

- Em *Dipcadi serotinxm* (L.) Medic. (= *Uropetalitm serotinum* Ker-Gawl.):  
Serra das Neves, Alfeite, leg. A. R. da Cunha (26, 46 e 20).  
Entre Aljezur e Vila do Bispo, leg. Daveau (26, 46 e 20).  
Faro, leg. Welwitsch (26, 46 e 20).
- Em *Muscari comosum* (L.) Mill.:  
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).
- Em *Scilla biólia* L.:  
Castelo Branco, leg. A. R. da Cunha (26, 46 e 20).
- Em *Scilla festalis* Salisb. (= 5. *nonscripta* Hoúgg. et Lk. var. *cernua* L. = *Agraphis cernua* Reichb. = *Endymion cernuus* Dum.):  
Serra de Palmela, leg. Welwitsch (26, 46 e 20).
- Em *Scilla itálica* L. (= *S. Bertoloni* Duby):  
Vendas, leg. Welwitsch (25, 46 e 20).  
Setúbal: Salina de N. Senhora da Graça, leg. Torrend (45, 46 e 20).
- Em *Scilla monophyllos* Lk. (= *S. pumila* Brot.):  
Pr. Vendas, Vale de Pinheiros, leg. Welwitsch (26, 46 e 20).  
Serra de Serpa, leg. Conde de Ficalho e Daveau (26, 46 e 20).
- Em *Urginea marítima* (L.) Back. (= *U. Scilla* Steinh. = *Scilla marítima* L.):  
Serra de Monsanto, leg. A. R. da Cunha (26, 46 e 20).  
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).  
Pr. Vila Viçosa, leá- S. da Câmara (34 e 20).  
Elvas, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).  
Pr. Vila Viçosa, leg. Branquinho de Oliveira (36).  
Idanha-a-Nova, leg. Branquinho de Oliveira (36).  
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).  
Paço de Arcos, leg. Glves. da Cunha (19).  
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto».

**120) *Uromyces Scirpi* (Cast.) Burr.**

SIN.: *Uredo Scirpi* Cast.; *Puccinia liniolata* Desm.; *Uromyces lineolatus* (Desm.) Sekröt.; *ALcidium Falcarías* DC. var. *Sii-latifolise* Fiedler; *ALcidium Glaucis* Dozy et Molh.; *ALcidium pastinacas* Rostr.; *Aicidium Hippuridis* Kze.; *Aicidium Sii-latifolii* Wint.; *Uromyces Scirpi* (Cast.) Lagerk.; *Uromyces Burrilii* Lagerk.; *Uromyces marítimas* Plowr.; *Nigredo Scirpi* Arthur.; *ALcidium Bernias* Bub.; *Aicidium carotinum* Buk.; *Uromyces ascidii-pastinacae* Liro; *Uromyces ascidii-glaucis* Liro.

Em *Scirpus marítimus* L.:

Pr. Trafaria, **lea**. Lagerbeim (26 e 20 sub *Uromyces liniolatus* e 46).

**121) *Uromyces Scrophularice* (DC.) Fuck.**

SIN.: *Aicidium Scrophulariee* DC; *Casoma Scrophulariatum* Link; *Puccinia Scrophulariee* Lib.; *Uromyces Scrophulariee* Lév.; *Uromyces concomitans* Berk. et Br.; *Uromyces Poiraultii* Har.; *Uromyces Verbasci* Niessl.

Em *Scrophularia* sp.:

Mata do Fundão, leg. Torrend (20).

Em *Scrophularia Herminii* Hoffgg. et Lk.:

Melgaço: **Peso**, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Scrophularia sambuciúolia* L. (— *S. grandiflora* DC):

Entre Coimbra e Portela, leg. Glves. da Cunha e Glves. Sobrinho (19).

Em *Scrophularia Scorodonia* L.:

Pr. Sintra, leg. Lagerbeim (26, 46 e 20).

Ponte de Lima: Sá, leg. Gonçalo Sampaio (21).

Em *Scrophularia sublyrata* Brot. (= *S. ebulifolia* Hoffég. et Lk.):

Pr. Malveira, leg. Dr. P. Coutinho (34 e 20).

122) *Uromyces scutellatus* (Schrot.) Lév.

SIN.: *Lycoperdon scutellatus* Skröt.; *Jecidium scutellatum* Gm.; *Uredo Euphorbias-Cyparissias* Pers.; *Uredo scutellata* Peis.; *Uredo scutellata* Pers. var. *Euphorbias-Cyparissias* Str.; *Casoma scutellatum* Scl'elcat; *Uromyces scutellatus* (Schrot.) Lév. f. B. Ed. Fisch., p. p.

Em *Euphorbia nicasensis* All.:

Vale do Picheleiro, leg. Torrend (44, 46 e 20).

Serra da Arrábida, vertente norte, leg. Torrend (44, 46 e 20).

González Fragoso (Madrid, 1918) não tem a certeza de que se trate do *Uromyces scutellatus*, mas muito provavelmente do *Uromyces sublaevis* Tranzsch. ou talvez do *Uromyces tinctoriicola* Magnus.

123) *Uromyces Silenes* (Schlecht.) Fuck.

SIN.: *Caecoma Silenes* Schlecht.; *Uromyces inaequalis* Lasch.; *Aecidium sparsum* Hazsl.; *Capitularia inaequalis* (Lasch.) Syd.

Fm *Silene niceensis* Ali.:

Trafaria, leg. Lagerheim (26 sub *Uromyces Lychnidis* Lagerh. n. sp., 46 e 20).

124) *Uromyces Sparti-juncei* Syd.

SIN.: *Uromyces Genistse-tinctorias* (Pers.) Fuck., p. p.; *Uromyces Genistse-tinctorias* (Pers.) Wint., p. p.

Fm *Spartium junceum* L.:

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Lagerheim (26 sub *Uromyces Genistae* Fuck., 46 e 20).

125) *Uromyces striatus* Schrot.

SIN.: *Uredo Fahas* DC. var. *Medicaginis-ialcatae* DC.; *Uromyces Medicaginis* Pass.; *Uromyces Medicaginis-ialcatae* Wint.; *Uredo Medicaginicola* Speg.; *Uredo Medicaginis* Speg.

Fm *Lotus commutatus* Guss. (= *L. creticus* L. subsp. *commutatus* Guss. — *L. Salzmanni* Bss. et Reut.):

Trafaria, leg. Lagerheim (26 sub *Uromyces Medicaginis*, 46, e 20).

- Em *Lotus uliëinosus* Schkr.:  
Arredores de S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).
- Em *Medicaéo tnaculata* Willd. (= *M. arábica* (L.) All.):  
Pr. Cascais, leg. Dr. P. Coutinho (6, 46 e 20).

126) *Uromyces sublcevis* Tranzsch.

- SIN.: *Uredo excavata* var. *Euphorbiae-olesefolise* DC.; *Uromyces laevis* Racib.;  
*Uromyces excavatus* DC. var. *sublsevis* Tranzsch.; *Uromyces Kalmussi* Sacc.
- Em *Euphorbia bcetica* Bss.:  
Pr. Faro, leg. Welwitsch (25 e 46 sub *Uromyces Kalmusii*, 20 e 22).

127) *Uromyces Terebinthi* (DC.) Wint

- SIN.: *Uredo Terebinthi* DC.; *Ceoma Terebinthi* Link.; *Uredo Decaisneana* Lév.;  
*Pileolaria Terebinthi* Cast.; *Uredo Ceratonijs* Celot.; *Uromyces Toxicodendri* Bark, et Rav.
- Em *Pistacia Terebinthus* L.:  
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (42, 31, 46 e 20).  
Mata do Machado, leg. Câmara Pestana (13, 30, 46 e 20).  
Barca de Alva, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (zi).

128) *Uromyces Trifolii* (Hedw. f.) Lév.

- SIN.: *Puccinia Trifolii* Hedw. f.; *Uredo Fabse* DC. var. *Trifolii* Alhert, et. Schw.;  
*Uredo Trifolii* DC; *Ceorna apiculatum* Sckleckt., p. p.; *Uromyces Trifolii*  
Fuck., p. p.
- Em *Trifolium* sp.:  
Pr. Colares, leg. Daveau (26, 46 e 20).
- Em *Trifolium incarnatum* L.:  
Lisboa: Estação Agrária de Belém, leg. Branquinho  
de Oliveira (36).
- Em *Trifolium praiense* L.:  
Sintra, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).
- Em *Trifolium repens* L.:  
S. Fiel, leg. Zimmermann (39).

Era *Trifolium stellatum* L.:

Faro, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

**129) *Uromyces Trifolii-repentis* (Cast.) Liro**

SIN: *Jecidium Trifolii-repentis* Cast.; *Uromyces Trifolii* Fuck., p. p.

Fm *Trifolium repens* L.:

Pôrto: Fonte de Monza, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

**13u) *Uromyces verruculosus* Schrot.**

SIN: *Uredo Lych.nidis Sch.rot.*; *Uromyces Schröter!* De Toni; *Uromyces Lychnidis* Lagerk.

Fm *Lychnis alba* Mill. (= *Melandrium alhum* (Mill.) Garcke.):

Póvoa de Lankoso: S. Genis de Calvo, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

**PHRAGMIDIUM Lk.**

**131) *Phragmidium disciflorum* (Tode) James**

SIN.: *Ascophora disciflora* Tode; *Lycoperdon subcorticium* Sckranck.; *Uredo Rosje* Pers.; *Uredo miniata* Pers.; *Uredo Rosse-centifolise* Pers.; *Puccinia mucronata* Pers. var. *Rosse* Pers.; *Phragmidium mucronatum* Sckleckt.; *Phragmidium incrassatum* Link var. *Rosarum* Rabenh.; *Coleosporium miniatum* Bon.; *Phragmidium Rosarum* Fuck.; *Phragmidium subcorticium* (Sckr.) Wint.; *Caecoma Rosse* Sckleckt.; *Phragmidium Rosse* (Pers.) Rostr.; *Phragmidium solidum* (Tode) Sacc. et Trav.

Em *Rosa* sp. (cult.):

Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (32 sub *Phragmidium Rosarum*, 46 sub *Phragmidium solidum* e 20).

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Welwitsch (25 e 46 sub *Phragmidium solidum* e 20).

Todo o país, leg. V. de Almeida (2 sub *Phragmidium subcorticium*, 46 sub *Phragmidium solidum* e 20).

Lisboa, leg. Moniz da Maia (34 e 20).

Lisboa, leg. S. da Câmara (20).

Carnaxide, leg. Silva Rosa (20).



- Algés, leg. Botelho de Gusmão (20).  
 Lisboa, leg. I. Borges, C. de Oliveira e J. Vicente Júnior (20).  
 Sintra: S. Pedro, leg. Guedes de Paiva (20 e 36).  
 Sintra: **Pena**, leg. Oliveira Carvalho (20).  
 Pr. Tavira, leg. Pereira e Vasconcelos (20).  
 Pôrto: Quinta Amarela, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).  
 Coimbra: Calhabé, leg. Glves. da Cunha (19).  
 Lisboa: Jardim do Liceu de Camões, leg. Glves. da Cunha (19).
- Lm *Rosa alba* L.:  
 Coimbra, leg. Mesnier (41, 42 e 31 sub *Coleosporium tniatum* e *Phraémidium Rosarum*, 46 sub *Phraémidium scldum* e 20).  
 Jardim Botânico de Lisboa, leg. Lagerheim (26 sub *Phraémidium subcorticium*, 46 sub *Phraémidium solidum* e 20).
- Em *Rosa canica* L.:  
 Coimbra: Penedo da Saudade, leg. Mesnier (7 sub *Uredo Rosarum*, 46 sub *Phraémidium solidum* e 20).  
 Coimbra: Penedo da Saudade, leg. Mesnier (41 sub *Coleosporium miniatum*, 31 sub *Phraémidium Rosarum*, 46 sub *Phraémidium solidum* e 20).  
 S. Fiel, leg. Zimmermann (46 sub *Phraémidium solidum*, 39 e 20).  
 Alfeite, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).
- Fm *Rosa centifolia* L.  
 Jardim Botânico de Lisboa, leg. Lagerheim (26 sub *Phraémidium subcorticium*, 46 sub *Phraémidium solidum* e 20).
- Fm *Rosa sempervirens* L. (= *R. scandens* Brot.):  
 Coimbra: Fonte do Cidral, leg. Moller (28 sub *Phraémidium subcorticium*, 31 sub *Phraémidium Rosarum* 46 sub *Phraémidium solidum* e 20).

Esta espécie foi também distribuída nas «Espécies distribuídas pela Sociedade Broteriana» em 1902 (Caparide,

leg. Dr. P. Coutinho, em *Rosa* cult., sub *Phragmidium subcorticium*) e no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto».

132) *Phragmidium Rubi* (Pers.) Wint.

SIN.: *Puccinia mucronata* Pers. var. *Rubi* Pers.; *Uredo Rubi-iruticosi* Pers.; *Uredo Ruborum* DC.; *Ceoma Ruborum* Link; *Phragmidium incrassatum* Link var. *bulbosum* Link; *Phragmidium Rubi* (Pers.) Wint. var. *miniatum* Magn.; *Phragmidium Rubi* (Pers.) Wint. subsp. *microsorium* Sacc.; *Uredo bulbosa* Str.; *Phragmidium bulbosum* Sckleckt.; *Phragmidium granulatum* Rabenk.

JCm *Rubus* sp.:

Setúbal: Quinta do Almelão, leg. Torrend (45, 46 e 20).  
Montemór-o-Velho: Olival de Santa Maria, leg. Gives,  
da Cunha e Gives. Sobrinho (17).

Em *Rubus Questierii* Lefev. et Muell.:

Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio  
(Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924).

Em *Rubus ulmifolius* Schott:

Monchique: Vale, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

Em *Rubus ulmifolius* Schott subsp. *rusticanus* Merc. var. *contractus* (= *R. discolor* Wh.):

?, leg.? (9, 31, 46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto» sub *Melampsora* sp.

133) *Phragmidium Sanguisorbee* (DC.) Schrot.

SIN.: *Puccinia Sanguisorbee* DC; *Ceoma Poterii* Sckleckt.; *Ceoma Poterii* Link; *Aregma acuminatum* Fr.; *Phragmidium mucronatum* Wallr. var. *Sanguisorbee* Wallr.; *Phragmidium Poterii* Fuck.; *Phragmidium apiculatum* Rabenk., p. p.; *Phragmidium articulatum* Berk, et Curt.

Em *Poterium Magnolii* Spach. (= *Sanguisorba minor* Scop, subsp. *Magnolii* Spach.):

S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 2u).

- Em *Poteriam Sanguisorba* L. (= *Sanguisorba minor* Scop.):  
Coimbra, leg. Mesnier (41 e 31 sub *Phragmidium apiculatum*, 46 e 20).  
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Lagerheim (26 sub *Phragmidium articulatum*, 46 e 20).  
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. S. da Câmara (2, 46 e 20).  
Coimbra, leg. Castro Guedes (4, 6, 46 e 20).  
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. V. de Almeida e S. da Câmara (34 e 20).  
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. João de Vasconcelos (38).  
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Gives, da Cunha (17).  
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Silva Teixeira (S.  
Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

134) *Phragmidium violaceum* (Schultz) Wint.

SIN.: *Puccinia violácea* Schultz; *Phraémidium asperum* Wallr.

- Em *Rubus* sp.:  
Sintra, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).  
S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).  
Pr. Colares, leg. Carlos Luz (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).
- Em *Rubus bifrons* Vent.:  
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
- Em *Rubus fruticosus* L.:  
Coimbra: Cerca de S. Bento, leg. Moller (42 sub *Phragmidium asperum*, 31, 46 e 20).  
Coimbra: Santa Clara, leg. Moller (43 sub *Phragmidium asperum*, 31, 46 e 20).  
Serra do Gerez, leg. Moller (49, 24, 31, 44, 46 e 20).  
Serra de Santa Comba, leg. Moller (49, 31, 46 e 20).
- Em *Rubus Idasus* L.:  
Pr. Régua, leg. O. Vecchi (2, 46 e 20).
- Em *Rubus plicatus* Weibe et Nees var. *lusitanicus* Samp.:  
Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

- Em *Rubus ulmifolius* Schott:  
 Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).  
 Setúbal: Brancanes, leg. Dr. R. T. Palhinha (Gz. Frag.,  
*Broteria*, XXI, 128, 1925).
- Em *Rubus ulmifolius* Schott subsp. *rusticanus* Merc. var.  
*attenuatus* (= *R. ameenus* Port.).  
 Pr. Cascais, leg. Dr. P. Coutinho (2, 46 e 20).
- Em *Rubus ulmifolius* Schott subsp. *rusticanus* Merc. var.  
*contractus* (= *R. discolor* Wk.):  
 Pr. Cascais, leg. Dr. P. Coutinho (2, 46 e 20).
- Esta espécie foi também distribuída no «Herbario  
 Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto».

### KÜHNEOLA Magn.

#### 135) *Kühneola Fiei* (Cast.) Butler

- SIN.: *Uredo Fiei* Cast.; *Uredo Ficus* Cast.; *Uredo Citri* Cke.; *Uredo ficicola*  
 Speá.; *Uredo citrina* De Tani; *Uredo Fici* Cast. var. *abyssinica* Henn.;  
*Uredo Trabutii* Pat.; *Uredo Ficus* Rav.?; *Uredo moricola* Henn.; *Physo-*  
*pella Fici* Arth.
- Em *Ficus carica* L.:  
 Coimbra: Quinta dos Maias, leg. Moller (41 sub *Uredo*  
*Fici*, 31 e 46 sub *Uredo Ficus* e 20).  
 Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
 leg. V. de Almeida (2 sub *Uredo Fici*, 46 sub *Uredo*  
*Ficus* e 20).  
 Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).

### GYMNOSPORANGIUM Hedw.

#### 136) *Gymnosporangium clavarios forme* (Jacq.) DC.

- SIN.: *Tremella clavarieiformis* Jacq.; *Tremella ligularis* Buli.; *Tremella digitata*  
 Vill.,- *ALcidium Oxyacanthae* Pers.j *ALcidium laceratum* Sow.; *ALcidium*  
*laceratum* DC; *Podisoma clavariasiforme* Duby; *Podisoma Juniperi-commu-*  
*nis* Fr.; *Rcestelia lacerata* (Sow.) Fr.; *Centridium laceratum* (Sow.)  
 Desm.; *Rcestelia carpophila* Bagnis; *Roestelia lacerata* (Sow.) Fr. var.  
*Thaxter*; *Puccinia penicellata* Kze.; *Gymnosporangium Oxycedri* Bres.;  
*ALcidium clavariasiforme* Artk.

- Em *Crataegus monogyna* Jacq.:  
Pinhão (Douro), leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).
- Em *Crataegus Oxyacantha* L.:  
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. Branquinho de Oliveira (S. Câm., *Bol. de  
Agricult.*, 1936.
- Em *Juniperus Oxycedrus* L.:  
Setúbal: Quinta do Colégio de S. Francisco, leg.  
Torrend (11 sub *Gymnosporangium Oxycedrum*  
n. sp., 45, 46 e 20 sub *Gymnosporangium Oxycedri*).

González Fragoso, no seu trabalho sôbre as Uredineas da Flora Ibérica (Madrid, 1924-1925) não considera o *Gymnosporangium Oxycedri* descrito por Bresadola (num exemplar colhido por Torrend em Setúbal) uma espécie distinta do *Gymnosporangium clavariiforme* (Jacq.) DC, como aliás o fez no seu trabalho anterior sôbre a distribuição geográfica das Uredineas de Portugal, Espanha e Ilhas Baleares (Madrid, 1918). Seguiremos González Fragoso e citaremos portanto aqui o exemplar de Torrend.

137) *Gymnosporangium clavipes* Cooke et Peck.

SIN.: *Tremella mesenteriformis* Brot.; *Gymnosporangium íuscum* Gasp.

- Em *Juniperus phcenicea* L.:  
Extremadura e Beira, leg. Brotero (12 sub *Tremella  
mesenteriformis*, 31 sub *Gymnosporangium Juni-  
perinum* (L.) Vill-, 46 e 20).

Segundo González Fragoso (Madrid,, 1924-1925), as citações de Brotero sub *Tremella mesenteriformis* e de Thümen devem ser ligadas ao *Gymnosporangium sabinas* (Dicks.) Wint. ou ao *Gymnosporangium cl avarias for me* (Jacq.) DC. e não ao *Gymnosporangium clavipes* Cooke et Peck.

138) *Gymnosporangium confusum* Plowr.

SIN.: *Jecidium Mespili* DC; *AZcidium Cydonise* Lenorm.; *Rcestelia Mespili* Belly..  
*Centridium lacerátum* (Sow.) Desm. var. *Mespili* Fr.; *Jecidium cotoneas-  
teris* Körn.; *Rsestelia Cydonise* Thüm.; *Tremella Mespili* Arth.; *Gymnos-*

*porangium Mespili* Körn.; *Gymnosporangium confusum* (Plowr.) Tranzsch.;  
*Gymnosporangium Oxycedri* Bres.; *Gymnosporangium Sabinas* (Dickss.)  
 Wint. f. *Mespili* Erikss.

Em *Crataegus monogyna* Jacc[:

Setúbal: Pr. Convento de S. Paulo, leg. Torrend (45,  
 46 e 20).

Em *Crataegus Oxyacantha* L.:

Setúbal, leg. Gives. Sobrinho (17).

Em *Pirus Cydonia* L. (= *Cydonia oblonga* Mill.):

Setúbal, leg. Gives. Sobrinho (17).

### 139) *Gymnosporangium Juniperinum* (L.) Mart.

SIN.: *Tremella Juniperina* L.; *ALcidium penicellatum* Pers.; *Äcidium Mali*  
 Skum.; *Ceeoma penicellatum* (Pers.) Sckleckt.; *Centridium Arias* Desm.;  
*Rosstelia penicellata* (Pers.) Fr.; *Ceratitium penicellatum* (Pers.) Rabenh.;  
*ALcidium cornutum* Grael.; *Rosstelia comuta* Tulesne; *Podisoma Juniperinum*  
 Link; *Gymnosporangium tremelloides* Hart.

Em *Ämelanchier vulgaris* Moench. (= *Äronia rotundifolia*  
 Pers.):

Serra do Gerez: Borrageiro, leg. Moller (48, 24, 44, 31,  
 46 e 20).

Em *Pirus Aucuparia* (L.) Ebrb. (= *Sorbus Aucuparia* L.):  
 Serra da Estrela, leg. Welwitsch (7 sub *AZcidium*  
*cornutum e Podisoma Juniperinum*, 46 e 20).

Serra do Gerez: Presa, leg. Moller (48, 24, 44, 31, 46 e 20).

Serra da Estrela: Cântaros, leg. Welwitsch (25, 46 e 20).

Serra da Estrela, leg. Zimmermann (39, 30, 46 e 20).

Serra da Estrela, leg. Melo Geraldés (4, 46 e 20).

Serra do Gerez, leg. S. da Câmara (34 e 20).

Serra da Estrela: entre a estrada dos Covões e Nave  
 da Barca, leg. Dr. J. J. Barros (19).

## MELAMPSORA CE./E

### MELAMPSORA Cast.

#### 14o) *Melampsora Allii-populina* Kleb.

SIN.: *Ceeoma Allii-ursini* Wint., p. p.; *Uredo Allii-populina* Arth., p. P-S  
*Melampsora populina* (Jacq.) Lev., p. p.

Em *Populus nigra* L.:

Foz do Douro, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

141) *Melampsora Euphoibice-Gerardiance* W. Müll.

SIN.: *Melampsora Euphorbias* (Schub.) Cast., p. p.; *Melampsora Helioscopias* (Pers.) W. Müll., p. p.

Em *Euphorbia amygdaloides* L.:

Entre Picota e Monchique, leg. Gives, da Cunka (17).

Em *Euphorbia rupicola* Bss.:

Monchique, leg. Dr. R. T. Palhinka (Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924 e 22).

Monchique: Picota, leg. Dr. R. T. Palhinka (18).

142) *Melampsora Evonymi-Caprearum* Kleb.

SIN.: *Acidium Evonymi* Gm.; *Uredo Evonymi* Mart.; *Casoma Ribesii* Link, p. p.; *Casoma Evonymi* Skröt.; *Melampsora Evonymi-incanas* O. Sckn.; *Uredo Evonymi-Caprearum* Artk.

Esta espécie foi distribuída no «Herbario Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto» sub *Melampsora S alieis-Capreas* (Pers.) Wint. (cit. 46 e 20).

143) *Melampsora Gelmi* Bres.

SIN.: *Melampsora Euphorbia?* (Sckub.) Cast., p. p.; *Melampsora Helioscopias* (Pers.) W. Müll., p. p.

Em *Euphorbia Characeas* L.:

Coimbra: Arregaça, leg. Mesnier (41 e 31 sub *Melampsora Euphorbias*, 46 sub *Melampsora Helioscopias* e 20).

144) *Melampsora Helioscopiai* (Pers.) Wint.

SIN.: *Uredo Euphorbise-Helioscopise* Pers.; *Uredo Helioscopias* Pers.; *Uredo Helioscopias* Sckum.; *Uredo punctata* DC; *Uredo Helioscopias* DC; *Uredo polymorpha* Str. var. *Euphorbias* Str.; *Caeoma punetosum* link, p. p.; *Erysibe Helioscopias* Wallr., p. p.; *Melampsora Euphorbia?* (Sckub.) Cast., p. p.; *Lecythea Euphorbia?* Lév.

Em *Euphorbia* sp.:

Lisboa, leg. Welwitsch (7 sub *Lecythea Euphorbias*, 46 e 20).

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Pr. Trafaria, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Pr. Silves, leg. V. de Almeida e S. da Câmara (talvez em *Euphorbia Helioscopia* L.) (6, 46 e 20).

Em *Euphorbia ialcata* L.:

Cascais, leg. Dr. P. Coutinho (2, 46 e 20).

Em *Euphorbia helioscopia* L.:

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Lagerheim (26, 46 e 20).

Trafaria, leg. Welwitsch (22, 46 e 20).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. O. Vecchi (2, 46 e 20).

S. Braz de Alportel: Poço de Ferreiros, leg. Gives, da Cunha (17).

Em *Euphorbia Peplus* L.:

Jardim Botânico de Lisboa, leg. Gives, da Cunha (17 sub *Melampsora Euphorbias-Pepli* W. Mull.).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Aéricult.*, 1936).

Em *Euphorbia pterococca* Brot.:

Lisboa: pr. Alcântara, leg. Welwitsch (25, 46 e 20).

Em *Euphorbia rupicola* Bss.:

Pr. Ruderias, leg. Welwitsch (25, 46 e 20).

Esta espécie foi distribuída nas «Espécies distribuídas pela Sociedade Broteriana» em 1902 (Caparide, leg. Dr. P. Coutinho, em *Euphorbia ialcata* L.), na «Flora Lusitanica Exsiccata», C. XVIII, 1904 (mesma localidade, mesmo colector e mesmo hospedeiro) e no «Herbário Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto».

#### 145) *Melampsora Hypericorum* (DC.) Wint.

SIN.: *Uredo Hypericorum* DC; *Uredo Androssemi* DC; *Ceeoma Hypericorum* Sckleckt.; *Ceeoma Hypericorum* Link; *Erysibe Hypericorum* Wallr.; *Pucciniastrum Hypericorum* Karst.; *Ceeoma Androseemi* Aim. et Câm.,



p. p.; *Uredo* (*Melampsora*?) *Hyperici-humifusi* Kleb.; *Melampsora Hypericorum* (DC.) Schrot.

Em *Hypericum perforatum* L.:  
Coimbra, leg. Moller (28, 46 e 20).

Esta espécie foi distribuída no «Herbário Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto».

**146) *Melampsora Larici-epitea* Kleb.**

SIN.: *Uredo orbicularis* Mart.; *Uredo epitea* Kze. et Schum., p. p.; *Cseoma epiteon* Schlecht.; *Cseoma epiteum* Link; *Erysibe epitea* Wallr.; *Epitea vulgaris* Fr.; *Cseoma Laricis* Hart.; *Melampsora epitea* (Kze. et Sckttm.) Thum.; *Melampsora Larici-daphnoides* Kleb.

Em *Salix fragilis* L. var. *decipiens* (Hofféé.) Koch.:  
Pr. Colares, leg. S. da Câmara (35 e 22).  
Pr. Venda Seca, leg. Canas Mendes (35 e 22).  
Pr. Sacavém, leg. S. da Câmara (35 e 22).

**147) *Melampsora Larici-populina* Kleb.**

SIN.: *C.Boma Allii-ursini* Wint., p. p.; *Uredo Allii-populina* Arth.; *Melampsora populina* (Jaccj.) Lév., p. p.

Em *Populus alba* L.:  
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (42, 31, 46 e 20 sub *Melampsora populina*).  
Coimbra, leg. Moller (48, 31, 46 e 20 sub *Melampsora populina*).  
Coimbra, leg. Moller (32, 46 e 20 sub *Melampsora populina*).  
Larangeiras: Quinta das Palmeiras (Lisboa), leg. Gives, da Cunha (19).

Em *Populus alba* L. X *P. tremula* Krause (= *P. canescens* Sm.):  
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (4, 6, 46 e 20 sub *Melampsora populina*).  
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (33 sub *Melampsora populina*).

Em *Populus monilifera* Ait. (= *P. canadensis* Burgsdf.):  
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (42, 31, 46 e 20 sub *Melampsora populina*).

Em *Populus nigra* L.:

Pr. Ponta Delgada (Açores), leg. J. Canavarro (**Z**, **46** e **20** sub *Melampsora populina*).

Cruz Quebrada, leg. S. da Câmara (**2**, **46** e **20** sub *Melampsora populina*).

Pr. Oeiras, leg. O. Vecchi (**2**, **46** e **20** sub *Melampsora populina*).

Sintra, leg. S. da Câmara (**36**).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia, leg. S. da Câmara (**36**).

?, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (**22**).

Colares, leg. S. da Câmara (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, **1936**).

Em *Populus pyramidalis* Salisb. (= *P. nigra* L. var. *italica* Duroi).

Pr. Colares, leg. S. da Câmara (**33**).

Pr. Colares, leg. S. da Câmara (**34**).

Parede, leg. Branquinho de Oliveira (**36**).

Em *Populus virginiana* Fougér.:

Coimbra: Choupal, leg. Moller (**43**, **31**, **46** e **20** sub *Melampsora populina*).

#### **148) *Melampsora Lini* (Pers.) Cast.**

SIN.: *Uredo miniata* Pers. var. *Lini* Pers.; *Uredo Lini* Sckum.; *Uredo Lini* DC; *Cseoma Lini* Link; *Xyloma Lini* Ekrb.; *Erysibe Lini* Wallr.; *Podosporium Lini* Lév.; *Podocystis Lini* Fr.; *Melampsora Lini* Desm.; *Melampsora Lini* (Ekrb.) Lév.

Em *Linum* sp. (talvez *Linum gallicum* L.):

Pr. Carvalhais (Mirandela), leg. J. de Vasconcelos (**38**).

Em *Linum angustifolium* Huds.:

Colares, leg. Gives, da Cunha (**16** e **17**).

Arredores de Setúbal, leg. Gives. Sobrinho (**16** e **17**).

Bombarral, leg. Gives, da Cunha (**18**).

Em *Linum usitatissimum* L.:

Sabóia: Palhota, leg. Gives, da Cunha (**16** e **17**).

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Aêricult.*, 1936).

149) *Melampsora Magnusiana* Wagn.

SIN.: *Cseoma Fumarias* Link; *Casoma allochromum* Link; *Melampsora Tremulas* Tui., p. p.; *AZcidium Chelidonii* Dietr.; *Uredo Fumarias* Rabenh.; *Casorna Chelidonii* Magn.; *Melampsora Klebahni* Bub.; *Melampsora Chelidonii-Tremulas* Kleb.; *Uredo Maénusiana* Artk.

Em *Populus tremula* L.:

Coimbra: Cboupal, leg. Moller (43, 31, 46 e 20 sub  
*Melampsora Tremulse*).

150) *Melampsora pulcherrima* (Bub.) Maire

SIN.: *Melampsora Rostrupi* Wagn., p. p.; *Casoma pulcherrimum* Bub.; *Casoma mercurialis* Link, p. p.

Em *Populus alba* L.:

Barca de Alva, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

151) *Melampsora Ribesii-purpureoe* Kleb.

SIN.: *Uredo confluens* Pers., p. P-; *Uredo circinalis* Str. var. *Ribis* Str.; *Cseoma mixtum* Link; *Uredo mixta* Sckleckt.; *Casoma mixtum* Sckleckt.; *Cseoma Ribesii* Link, p. p.; *Erysibe mixta* Wallr.; *Epítea mixta* Fr.; *Melampsora mixta* Tküm., p. p.; *Casoma Ribis-alpina* Wint., p. p.; *Casoma confluens* Sckröt.; *Melampsora mixta* (Sckleckt.) Sckröt.; *Melampsora Ribesii-auritas* Kleb.; *Melampsora Ribesii-grandifolias* Schneid.; *Uredo Ribesii-purpureas* Artk.; *Melampsora Ribesii-Salicum* Bub.; *Melampsora Ribesii-epites* Kleb., p. p.

Em *Salix cinerea* L. var. *atro-cinerea* (Brot.) Samp. (= *S. atro-cinerea* Brot.):

Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

152) *Melampsora Rostrupii* Wagn.

SIN.: *Uredo Mercurialis* Mart.; *Casoma confluens* Sckleckt.; *Cseoma Mercurialis* Link, p. p.; *Erysibe confluens* Wallr.; *Casoma Mercurialis-perennis* Wint.; *Melampsora ascidioides* (DC.) Sckröt., p. p.; *Melampsora Tremulas* Tui., p. p.; *Uredo confluens* Pers. var. *Mercurialis-perennis* Pers.; *Melampsora Mercurialis-Tremules* Kleb.; *Uredo circinalis* Str. var. *Mercurialis* Str.

Em *Populus alba* L.:

Jardim Zoológico de Lisboa, leg. Lagerbeim (26 e 46 sub *Melampsora aecidioides* e 20).

153) *Melampsora Salicis-alba*; Kleb.

SIN.: *Uredo vitellina* DC.; *Uredo epitea* Kze. et Shum.; *Melampsora Vitellina* (DC.) Thum., p. p.; *Melampsora epitea* (Kze. et Sckum.) Tküm., p. p.; *Melampsora Castagnei* Tküm., p. p.; *Cosoma Allii-ursini* Wint., p. p.; *Melampsora Allii-Salicis-albae* Kleb.; *Uredo Allii-Salicis-albae* Artk.

Em *Salix* sp.:

?, leg. Welwitsch (7 sub *Uredo Lecythea* Auct., 46 sub *Melampsora Ribesii-viminalis* Kleb, e 20 sub *Melampsora Allii-Salicis-albae*).

Alcântara, leg. Welwitsch (26 e 46 sub *Melampsora Vitellina* e 20 sub *Melampsora Allii-Salicis-albae*).

Em *Salix alba* L. var. *vitellina* L. (= *S. vitellina* L.):

Mondego, leg. Mesnier (41 e 31 sub *Melampsora Salicina* Tul., 46 sub *Melampsora Vitellina* e 20 sub *Melampsora Allii-Salicis-albae*).

Ponte de Lima: Sá, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

MELAMPSORELLA Schrot.

154) *Melampsorella Caryophyllacearum* (Link) Schrot.

SIN.: *Uredo pustulata* Pers. var. *Cerastii* Pers.; *Jecidium elatinum* Alh. et Sckw.; *Uredo pustulata* Pers. var. *Cerastiorum* DC; *Casoma Stellarias* Link; *Uredo Cerastii* Mart.; *Peridermium elatinum* Sckum. et Kze.; *Casoma Cerastii* Sklecht.; *Cseoma Caryophyllacearum* Link; *Cseoma elatinum* Link; *Uredo elatina* Spreng.; *Uredo pustulata* Pers. var. *Caryophyllacearum* Duby; *Uredo Caryophyllacearum* Johnst.; *Erysibe pustulata* Wallr., var. *Caryophyllacearum* Wallr.; *Uredo Caryophyllacearum* Ung.; *Melampsorella Cerastii* (Pers.) Schröt.; *Melampsorella Cerastii* Wint.; *Melampsora Cerastii* Wint.; *Exobasidium Stellarias* Syd.; *Melampsorella elatina* Artb.

Em *Cerastium* sp.:

S. Fiel, leg. Torrend (20 sub *Melampsora Cerastii* (Pers.) Schröt.).

Esta especie foi também distribuída na «Exsiccata» organizada por Torrend.

## PUCCINIASTRUM Otth.

155) *Pucciniastrum Agrimonias* (Schw.) Tranzsch.

SIN.: *Uredo Potentillarum* DC. var. *Agrimonias-Eupatorias* DC; *Cfeoma* (*Uredo*) *Agrimonias* Schw.; *Coleosporium ochraceum* Bon.; *Uredo Agrimonias-Eupatorii* Wint.; *Uredo Agrimonias* Schrot.; *Thecopsora Agrimonias* Diet.; *Pucciniastrum Agrimonias-Eupatorias* Lagerh.; *Pucciniastrum Agrimonias-Eupatorias* (DC.) Tranzsch.; *Pucciniastrum Agrimonias* Lagerh.; *Pucciniastrum ochraceum* Lind.; *Uredo Agrimonias-Eupatorias* DC.

Fm *Agrimonia Eupatoria* L.:

Pr. Coimbra, leg. Mesnier (41 sub *Coleosporium ochraceum*, 31 sub *Uredo Agrimoniee-Eupatoriae*, 46 e 20 sub *Pucciniastrum Agrimoniee-Eupatoriae*).

## THECOPSORA Magn.

156) *Thecopsora sparsa* (Wint.) Fisch.

SIN.: *Melampsora sparsa* Wint.; *Uredo* (*Melampsora*) *Arbuti* Diet, et Holw.; *Pucciniastrum Arbuti* Diet, et Holw.; *Uredo Copelandi* Syd.; *Pucciniastrum sparsum* Fisch.

Fm *Arbutus Unedo* L.:

Monchique: Picota, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

Fm *Hex Aquíolium* L.:

Monchique: Picota, leg. Dr. R. T. Palhinha (18) (1).

## CRONARTIACEY E

## CHRYSOMYXA Ung.

157) *Chrysomyxa Rhododendri* (DC.) De Bary

SIN.: *AZcidium Abietinum* Alh. et Schw.; *Uredo Rhododendri* DC; *Casoma Rhododendri* Link; *Casoma piceatum* Link; *Coleosporium Rhododendri* Schrot.

(1) Fizemos esta citação com reserva, visto que não conhecemos citação alguma de Uredínea em *Ilex Açúíolium* L. A Uredínea encontrada é no entanto do tipo da *Thecopsora sparsa* (Wint.) Fisch., pelo que a citámos.

Em *Rhododendron ponticum* L. var. *beeticum* Bss. et Reut.:  
Monchique: Picota e Vale, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

C R O N A R T I U M Fr.

158) *Cronartium flaccidum* (Alh. et Schw.) Wint.

SIN.: *Sphseïia flaccida* Alh. et Schw.; *Erineum Asclepiadeum* Willd.; *Cronartium Asclepiadeum* (Willd.) Fr.; *Cronartium Peonise* Tul.; *Cronartium Verbenae* Dietr.; *Cronartium Balsaminse* Niessl.; *ÄLcidium Pasonise* Wallr.; *Uredo Peonise* Cast.; *Cronartium Peonise* Cast.; *Uredo Peoniarum* Desm.; *Peridermium Pini* Willd. var. *corticola* Auct.; *Peridermium Cornui* Kleb.; *Cronartium Pedicularis* Lindr.

Em *Pssonia* sp.:  
Mondim de Basto, leg. Bernardo de Matos (33 e 20).

Em *Pssonia alhiflora* Pall. (= *P. edulis* Salisb.):  
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (43, 31 e 20  
sub *Cronartium. Asclepiadeum e 46*).

Em *Pssonia corallina* Retz.:  
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (42 sub  
*Cronartium Pssonias, 20 e 46* sub *Cronartium Asclepiadeum e 31*).

Em *Pssonia corallina* Retz. (= *P. máscula* Desf.) subsp.  
*Broteri* Bss. et Reut. (= *P. Broteri* Bss. et Reut.):  
Alqueives de Eiras, leg. Moller (48,31, 46 e 20 sub *Cronartium Asclepiadeum*).  
Monchique: Vale, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

Em *Pssonia Moutan* Sims. (= *P. arborea* Donn.):  
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (20 sub  
*Cronartium Asclepiadeum e 46*).

Em *Pinus Pinaster* Sol. (= *P. maritima* Lam.):  
Figueira da Foz, leg. Alherto Rei (36).

Em *Vincetoxicum nigrum* Moench. (= *Cynanchum nigrum* Pers.):  
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (27 sub  
*Cronartium Vincetoxici, 41, 31, 46 e 20* sub *Cronartium Asclepiadeum*).

Em *Vincetoxicum officinale* Moench. ( — *Cynanchum Vincetoxicum* Pers.):

Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (42 sub *Cronartium Pseonias*, 20 sub *Cronartium Äsclepiadeum*, 31 e 46).

Caldas do Gerez, leg. Moller (41, 31, 24, 49, 46 e 20 sub *Cronartium Äsclepiadeum*).

Em *Vincetoxicum purpurascens* Morr. et Dcne.:

Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (42 sub *Cronartium Paeoniæ*, 20 sub *Cronartium Äsclepiadeum*, 31 e 46).

Esta espécie foi também distribuída na «Flora Lusitânica Exsiccata», C. XIII, 1893 (Arredores de Coimbra: Eiras, leg. Moller, em *Pasonia corallina* Uetz, subsp. *Broteri* Bss. et Reut. (= *P. Broteri* Bss. et Reut.), nas «Espécies distribuídas pela Sociedade Broteriana» em 1896 (Arredores de Coimbra: Alqueives de Eiras, leg. J. Mendes Pinheiro, em *Pasonia corallina* Retz. subsp. *Broteri* Bss. et Reut. (= *P. Broteri* Bss. et Reut.) e no «Herbário Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto».

#### 159) *Cronartium Quercuum* (Brond.) Miyabe

SIN.: *Uredo Quercus* Brond.; *Uredo Ilices* Cast.; *Peridermium cerebrum* Peck.; *rælampsora Quercus* Sckröt.; *Uredo Quercus-myrsinifoliae* Henn.; *Cronartium Äsclepiadeum* (Willd.) Fr. var. *Quercuum* Berk.; *Peridermium Harknessii* Moore; *Peridermium fusiforme* Artk. et Kern.; *Peridermium globosum* Arth, et Kern.; *Cronartium Quercus* Artk.

Em *Quercus* sp.:

Alfeite, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

Em *Quercus humilis* Lam.:

Monchique: Picota, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

S. Braz de Alportel, leg. Glves. da Cunha (18).

Em *Quercus lusitanica* Lam.:

Pr. Coimbra: Eiras, leg. Moller (26 sub *Uredo Quercus*, 46 e 20).

Monchique: Vale e Brejo, leg. Dr. R. T. Palhinha (18).

Em *Quercus Robur* L. (= *Q. pedunculata* Ehrn.):  
Pôrto, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbario  
Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto».

## ZAGHOUANIA CEY E

### ZAGHOUANIA Pat.

#### 160) *Zaghouania Phyllurece* (DC.) Pat.

SIN.: *Azcidium Phillyrese* DC; *Ceeoma Phillyreatum* Link; *Jecidium elongatum*  
var. *Phillyrese* Rabenh.; *Uredo Phillyreee* Cast.; *Ceratitium coarctatum*  
Rabenh.; *Ecidium crassum* Pers. var. *Phillyrese* Cke.; *Ceeoma Phillyrese*  
Cke.; *Cseoma Phillyrese* Tkúm. et Bagn.

Em *Phillyrea atigustifolia* L.:  
S. Fiel, leé- Zimmermann (39, 46 e 20).

Em *Phillyrea latiúolia* L.:  
S. Fiel, leé- Torrend (45, 46 e 20).

Em *Phillyrea media* L.:  
S. Fiel, leé. Torrend (45, 46 e 20).

Esta espécie foi também distribuída na «Exsiccata»  
oréanizada por Torrend (em *Phillyrea media* L.).

## COLEOSPORIACE E

### COLEOSPORIUM Lév.

#### 161) *Coleosporium Campanulce* (Pers.) Lév.

SIN.: *Uredo Campanulce* Pers.; *Uredo Rubigo* DC. var. *Campanularum* DC;  
*Coleosporium Moratti* Har. et Pat.; *Uredo tremulosse* Str. var. *Campanulce*  
Str.; *Uredo Campanulce* Mart.; *Cseoma Campanulce* Sckleckt.; *Cseoma*  
*Campanularum* Link; *Cseoma crustaceum* Link; *Uredo crustácea* Berk.;  
*Uredo Campanularum* Rabenh.; *Caeoma Campanulacearum* Fr.; *Uredo*  
*Lobeliacearum* Rabenh.; *Coleosporium Phyteumatis* Otth.; *Peridermium*  
*Rostrupii* Fisch.; *Peridermium Kormahlíi* Wagn.; *Coleosporium Campa-*  
*nulee-macranthee* Wagn.; *Coleosporium Campanulce-patulce* Wagn.



Em *Campânula Loëlingii* Brot. (= *C. lusitanica* L.):  
Vila Real de Trás-os-Montes, leg. Daveau (26, 46 e 20).  
Pr. Santo Tirso, leg. J. de Vasconcelos (38).

**162) *Coleosporium Euphrasice* (Schum.) Wint.**

SIN.: *Uredo Euphrasiee* Schum.; *Uredo Rhinanthacearum* DC; *Ceeoma Rhinanthacearum* Link; *Coleosporium Rhinanthacearum* Lév.; *Peridermium Stahlii* Kleb.

Em *Bartsia Trixaéo* L. (= *Bellardia Trixaéo* Ali. = *Trixaéo apula* Stev.):  
Pr. Farol do Cabo de S. Vicente, leg. Welwitsch (26, 46 e 20).

Em *Bartsia viscosa* L. (= *Parentucellia viscosa* Car. = *Lasiopera viscosa* Hoffgg. et Lk. = *Euphrasia viscosa* Btb.):  
Pôrto, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21).

**163) *Coleosporium Inulce* (Kze.) Fisch.**

SIN.: *Uredo Inulae* Kze.; *Coleosporium Sonchi* (Pers.) Lév.; *Coleosporium Inulce* Rabenk.; *Uredo Inulae* Dietr.; *Uredo Inulas* Fuck.; *Coleosporium Inulae* Fuck.; *Peridermium K.lebahni* Fisch.

Em *Inula viscosa* (L.) Ait.:  
Coimbra, leg. Mesnier (27, 41, 31, 46 e 20).  
Pr. Cacilhas, leg. Lagerbeim (26 e 46 sub *Coleosporium Sonchi* e 20).  
Pr. Pampilhosa, leg. Laéerbeim (26 e 46 sub *Coleosporium Sonchi* e 20).  
Pr. Trafaria, leg. Lagerbeim (26 e 46 sub *Coleosporium Sonchi* e 20).  
Pr. Alcântara, leg. Lagerbeim (26 e 46 sub *Coleosporium Sonchi* e 20).  
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Lagerbeim (26 e 46 sub *Coleosporium Sonchi* e 20).  
Colares, leg. S. da Câmara (34 sub *Coleosporium Sonchi* e 20).

Colares, *leg.* Branquinho de Oliveira (36).  
 Parede, *leg.* Branquinho de Oliveira (36).

Em ?:

?, leé.? (S. Cam., *Bol. de Agricult.*, 1936) (1).

**164) *Coleosporium Senecionis* (Pers.) Fr.**

SIN.: *Uredo farinosa* Pers. var. *Senecionis* Pers.; *JECidium Pini* Pers.; *Uredo Senecionis* Sckum.; *Uredo Senecionis* DC; *Uredo Senecionis* Mart.; *Cseoma Senecionis* Schlecht.; *Ceeoma Senecionis* Link; *Caeoma Pineum* Link var. *acicola* Link; *Uredo Pini* Spreng.; *Erysihe Senecionis* Wallr.; *Lycoperdon Pini* Willd.; *Peridermium Pini* Wallr. var. *acicola* Wallr.; *Uredo fulva* Sckum. var. *Senecionum* Rabenh.; *Trichobasis Senecionis* Berk.; *Coleosporium Senecionum* (Rabenh.) Fuck.; *Peridermium oblongisporum* Fuck.; *Peridermium Wolffii* Rostr.; *Coleosporium subalpinum* Wagn.; *Peridermium Kriegerii* Wagn.; *Peridermium acicola* Rabenk.

Em *Pinus* sp.:

Lisboa: Jardim da Estrela, *leg.* Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

Em *Pinus Pinaster* Sol. (= *P. marítima* Lam.):

Mata Nacional de Leiria, *leg.* S. da Câmara (36).

Mata do Machado, *leg.* Câmara Pestana (13 sub *Peridermium oblongisporum* 46 e 20).

Em *Senecio* sp.:

Pr. Trafaria, *leg.* Daveau (26 sub *Coleosporium Pini* Laáerh., 46 e 20).

Em diversas espécies de *Senecio*, especialmente *S. vulgaris* L.:

Arredores de Setúbal, *leg.* Torrend (45, 46 e 20).

Em *Senecio (Cineraria) cruentus* DC:

Jardim Botânico de Coimbra, *leg.* Moller (32 e 46 sub *Coleosporium Sonchi* (Pers.) Lév. e 20).

(1) O prof. Souza da Câmara não indica no seu trabalho nada àcerca do kospedeiro, colector, data e local da colheita, certamente por lapso ou por erro de impressão.

- Em *Senecio gallicus* Chaix.:  
Pr. Seixal, leg. Welwitsch (25, 46 e 20).  
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Agri-  
cult.*, 1936).
- Em *Senecio prrsaltum* Bert. var. *íoliosum* (Salzm.):  
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Silva Teixeira (S. Câm.,  
*Bol. de Agricult.*, 1936).
- Em *Senecio scandens* Buch.-Ham.:  
Sintra, leg. Castro Guedes (4, 6, 46 e 20).
- Em *Senecio vulgaris* L.:  
Coimbra, leg. Moller (42, 31, 46 e 20).  
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. V. de Almeida (2, 46 e 20).  
Pr. Cascais, leg. Dr. P. Coutinho (2, 46 e 20).  
Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. Branquinho de Oliveira (36).  
Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (36).  
Cascais, leg. J. de Vasconcelos (36).  
Monchique, leg. Dr. R. T. Palhinha (19).  
Amadora: Serra de Vila Chã, leg.? (19).  
Jardim Botânico de Lisboa, leg. Silva Teixeira (S. Câm.,  
*Bol. de Agricult.*, 1936).

Esta espécie foi também distribuída no «Herbário  
Portuguez da Academia Polytechnica do Pôrto».

#### 165) *Coleosporium Sonchi* (Pers.) Lev.

SIN.: *Uredo Sonchi-arvensis* Pers.; *Uredo Sonchi* Sclium.; *Uredo fulva* Schum.;  
*Uredo tuberculosa* Schum.; *Uredo Rubigo* DC. var. *Sonchi-arvensis* DC.;  
*Uredo Sonchi* DC.; *Uredo Sonchi* Mart.; *Coleosporium Synantheorum*  
Fr.; *Cseoma compransor* Link, p. p.; *Erannium aureum* Bonn., p. p.;  
*Erannium aurantiacum* Bonn., p. p.; *Coleosporium aureum* Bonn., p. p.;  
*Coleosporium Sonchi-arvensis* (Pers.) Wint., p. p.; *Peridermium Fischeri*  
Kleb.

- Em *Sonchus arvensis* L.:  
Setúbal: Quinta do **Colegio** de S. Francisco, leg.  
lorrena (45, 46 e 20).

Em *Sonchus oleraceus* L.:

Coimbra, leg. Mesnier (41, 31, 46 e 20).

Setúbal: Quinta do Colégio de S. Francisco, leg. Torrend (45 sub *Coleosporium Sonchi-arvensis*, 46 e 20).

## UREDINACEAE IMPERFECTA

### URED O Pers.

#### 166) *Uredo pollens* Sacc.

Em *Vasconcellia hastata* (*Vasconcellosia hastata* Car.?):  
Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (31 sub *Uredo* (*Lecythea*) *pallens* sp. nov., 46, 20 e 22).

Segundo González Fragoso este *Uredo* pertence a uma *Melampsora* do tipo da *Melampsora Salicis-Caprese* (Pers.) Wint. (*sensu latu*).

#### 167) *Uredo Ricini* Biv.-Bern.

SIN.: *Cesoma Ricini* Schlecht.; *Melampsora Ricini* Passer.; *Melampsorella Ricini* De Toni.

Em *Ricinus communis* L. (= *R. spectabilis* Blume):

Lisboa, leg. Welwitsch (7 sub *Physoma* pro *Physonema Ricini*, 31 sub *Casoma Ricini*, 46 sub *Melampsora Ricini* e 20).

Coimbra, leg. Mesnier (27, 41 e 31 sub *Casoma Ricini*, 46 sub *Melampsorella Ricini* e 20).

Jardim Botânico de Coimbra, leg. Moller (42 e 31 sub *Casoma Ricini*, 46 sub *Melampsorella Ricini* e 20).

Coimbra: Cerca de S. Bento, leg. Moller (28 e 46 sub *Melampsorella Ricini*, 31 sub *Casoma Ricini* e 20).

Lisboa: Jardim Botânico da Ajuda, leg. Welwitsch (25 sub *Casoma Ricini*, 46 sub *Melampsorella Ricini* e 20).

Lisboa, leg. A. de Mendonça (2 e 46 sub *Melampsorella Ricini* e 20).

Arcaís da Cruz Quebrada, leg. Dr. R. T. Palhinha  
(Gz. Frag., *Broteria*, XXI, 128, 1924).  
Tróia, leg. Glves. Sobrinho (1).

*JECIDIUM* (Hill.) Pers.

168) *JECidium Asperifolii* Thüm.

SIN.: *JECidium Echii* Tküm.

Fm *Echium lusitanicum* L.:

Pr. S. Fiel, leg. Zimmermann (39 e 46 sub *JECidium Echii*, 20 e 22).

Segundo González Fragoso este *JECidium* deve pertencer à *Puccinia dispersa* Frikss. et Henn. ou à *Puccinia Symphyti-Bromorum* Müller.

169) *jQLcidium Compositarum* Mart.

Fm *Leontodon tuberosus* L. (= *Thrincia tuberosa* DC. = *T. grumosa* Brot.):

Lisboa: Tapada da Ajuda, leg. Welwitsch (25, 20 e 22).

170) *JECidium dubiosum* Syd.

SIN.: *JECidium Senecionis* Desm. i. *Senecionis cjuinçuelobi* Thüm.

Fm *Senecio mikanioides* Ott.:

Sintra: Parque da Pena, leg. Alfaro Cardoso (36).

171) *JECidium. Foeniculi* Cast.

SIN.: *JECidium íerulee* Rouss. et Dur.; *JECidium Umbelliferarum* Boy. et Jaz.

Fm *Fceniculum vulgare* Mill.:

Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira (S. Câm., *Bol. de Agricultura*, 1936).

(1) Estes exemplares de fôlhas de *Ricinus communis* L., atacados por esta Uredínea, foram-nos comunicados pelo nosso colega Gonçalves Sobrinho, durante a impressão dêste trabalho. Foram colhidos em Julho do ano corrente.

17z) *JEcidium Montagnei* Gz. Frag.-

SIN.: *JEcidium Compositarum* Mart. var. *Bellidis* DR. et Mont.; *Afscidium Bellidis-sylvestris* Sacc.; *Puccinia obscura* Schrot., p. p.

Em *Bellis sylvestris* (L.) Cyr.:

Serra de Monsanto, leg. Welwitsch (25 sub *JEcidium Compositarum*, 46, 20 e 22).

Sintra, leg. Lagerheim (26 sub *Puccinia Bellidis* Lagerb. 46, 20 e 22).

Póvoa de Lanhoso: S. Gens, leg. Dr. Gonçalo Sampaio (21 e 22).

Segundo as opiniões de R. Maire e de González Fragoso, êste *JEcidium* deve pertencer à *Puccinia obscura* Schrot.

173) *JEcidium Pceonice* Korn.

Fm *Peeonia* sp. (cult.):

Sintra: Parque da Pena, leg. Alfaro Cardoso (36).

174) *JEcidium Patersii* Berk, et Curt.

Fm *Viola odorata* L.:

Pr. Covilhã, leg. Melo Geraldês (4, 30, 46, 20 e 22).

Segundo González Fragoso esta citação deve ser referida à *Puccinia Violas* (Sebum,) DC. ou à *Puccinia depauperans* (Vize) Syd.

175) *JEcidium Ranunculacearum* DC.

Fm *Ranunculus* sp.:

S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).

176) *JEcidium Umbilici* Trott.

Fm *Cotyledon lusitanicaham.* (= *Umbilicus erectus* DC):  
Serra da Guardunha, leg. Torrend (20).

Fm *Cotyledon Umbilicus* L. (= *Umbilicuspendulinus* DC.):  
 S. Fiel, leg. Zimmermann (47 n. sp., 46 e 20).  
 S. Fiel, leg. Zimmermann (39, 46 e 20).  
 S. Fiel, leg. Torrend (20).

Segundo González Fragoso, as citações dêste *Jecidium* não podem ser referidas à *Puccinia Umbilici* Guep.

177) *Jecidium Valerianellce* Biv.-Bern.

SIN.: *Jecidium Fedias* Bergara.; *Jecidium Fedias-olitorias* Bals. et De Toni;  
*Ácidium Velenowskyi* Buí.; *Jecidium Valerianearum* Auct., p. p.

Fm *Valeriana* sp.:

Pr. Linda-a-Pastora, leg. Welwitsch (25, 46, 20 e 22).

Segundo González Fragoso, a citação dêste *Jecidium* em Portugal deve ser referida ao *Uromyces Valerianae* (Schum.) Fuck. ou à *Puccinia commutata* Syd.

C > E O M A Lk.

178) *Cceoma pulcherrimum* Bub. (1)

Fm *Mercurialis annua* L.:

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
 leg. Silva Teixeira (S. Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

Lisboa: Parque Fduardo VII, leg. Silva Teixeira (S.  
 Câm., *Bol. de Agricult.*, 1936).

(1) González Fragoso refere esta espécie à *Melampsora pulcherrima* (Bub.) Maire (v. p. 233).

## APÊNDICE

Como dissemos a página 205, chegou-nos, quando já as referências a quasi tôdas as espécies do gênero *Puccinia* se encontravam impressas, o novo trabalho do prof. M. de Souza da Câmara, Contributiones ad Mycofloram Lusitaniae, publicado no *Boletim de Agricultura*, I sér., Ano II, p. 1, 1936. Das espécies citadas nesse trabalho, incluímos já tôdas as espécies a partir da *Puccinia Sonchina* Syd., inclusive. Neste apêndice damos conta dos exemplares das outras espécies citadas no mesmo trabalho e ainda não incluídas (1).

### 3) *Puccinia Allii* (DC.) Rud.

Em *Allium vineale* L.:

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. Silva Teixeira.

### 6) *Puccinia Arenaria*; (Schum.) Wint.

Em *Gypsophila elegans* Bieb.:

Lisboa, leg. Branquinho de Oliveira.

### 10) *Puccinia Behenis* (DC.) Otth.

Em *Silene Cucubalus* Wibel. (= *S. venosa* (Gilib.) Arch.):

Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. Silva Teixeira (sub *Puccinia Silenes* Schröt.).

(1) Os números que precedem os nomes das espécies são os mesmos que se encontram no texto. Exceptua-se o número 179 que precede a *Puccinia Scirpi* DC, por se tratar duma espécie nova para a micoflora portuguesa e portanto ainda não citada no texto.



**26) *Puccinia Cichorii* (DC.) Bell.**!m *Cichorium Endívia* L.:Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. Silva Teixeira (sub *Puccinia Endiviss* Passer.).**44) *Puccinia Gladioli* (Req.) Cast.**m *Gladiolus segetum* Ker.-Gawl.:

Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira.

**45) *Puccinia glumarum* (Schum.) Erikss. et Henn.**m *Festuca clavata* Moench. (= *Vulpia geniculata* Lk.):

Pr. Alenquer, leg. Teixeira de Vasconcelos.

Carregado, leg. Silva Teixeira.

**46) *Puccinia graminis* Pers.**!m *Lolium multiŕlorum* Lam.:Lisboa: Jardim da Estação Agrária de Belém, leg.  
de Vasconcelos.**55) *Puccinia Lolii* Niels.**m *Avena sativa* L.:Lisboa: Jardim da Estação Agrária de Belém, leg. J.  
de Vasconcelos.m *Rhamnus Alaternus* L.:Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. Branquinho de Oliveira.**70) *Puccinia Pruni-spinosai* Pers.**m *Prunus Armeniaca* L.:

Lisboa, leg. Carlos Luz.

**75) *Puccinia Romagnoliana* Maire et Sacc.**m *Cyperus longus* L.:

Pr. Parede, leg. Branquinho de Oliveira.

179) *Puccinia Scirpi* DC.SIN.: *ÄZcidiunx Nymphoides* DC.*Em Scirpus lacustre* L.:Pr. Parede, arredores de Ribeira de Caparide, leg.  
Branquinho de Oliveira.80) *Puccinia Smyrnii-Olusatri* (DC.) Lindr.Lm *Smyrnum Olusatrum* L.:Lisboa: Jardim do Instituto Superior de Agronomia,  
leg. Silva Teixeira.

**INDICE**  
**das famílias e generos de Uredíneas representados na**  
**Micoflora de Portugal**

Fam. Pucciniaceae . . . . .	174
Puccinia Pers. . . . .	174, 246
Uromyces Lk. . . . .	208
Pkraémidium Lk. . . . .	222
Kükneola Magn. . . . .	226
Gymnosporangium Hedw. . . . .	226
Fam. Melampsoraceae. . . . .	228
Melampsora Cast. . . . .	228
Melampsorella Sckröt. . . . .	234
Pucciniastrum Ottb. . . . .	234
Tkecopsora Magn. . . . .	235
Fam. Cronartiaceae. . . . .	235
Ckrysomyxa Ung. . . . .	235
Cronartium Fr. . . . .	235
Fam. Zagkouaniaceae. . . . .	238
Zagkouania Pat. . . . .	238
Fam. Coleosporiaceae . . . . .	238
Coleosporium Lév. . . . .	238
Uredinaceae imperfectas. . . . .	242
Uredo Pers. . . . .	242
Iridium (Hill.) Pers. . . . .	243
Caeoma Lk. . . . .	245

## ÍNDICE

### das espécies de Uredíneas encontradas até hoje em Portugal

<p><i>Aecidiolum Convolvuli</i> Sa.cc. . . . . 30</p> <p>— <i>exanthematicum</i> Ung. . . . . 112</p> <p><i>Aecidium Abietinum</i> Alb. et Schw. 157</p> <p>— <i>Asperifolii</i> Pers. . . . . 38, 84</p> <p>— <i>Asperifolii Thiim.</i> . . . . . 168</p> <p>— <i>Bebenis</i> DC. . . . . 10, 95</p> <p>— <i>Bellidis</i> Thum. . . . . 62</p> <p>— <i>Bellidis-sylvestris</i> Sacc. . . . . 172</p> <p>— <i>Berberidis</i> Gra. . . . . 46</p> <p>— <i>Berulas</i> Bub. . . . . 120</p> <p>— <i>Betas</i> Kuhn. . . . . 96</p> <p>— <i>Bunii</i> DC. var. <i>Smyrnii-Olusatri</i> DC. . . . . 80</p> <p>— <i>Calystegias</i> Desm. . . . . 30</p> <p>— <i>carotinum</i> Bub. . . . . 120</p> <p>— <i>Chelidonii</i> Dietr. . . . . 149</p> <p>— <i>Chenopodii-fruticosi</i> DC. . . . . 99</p> <p>— <i>clavariforme</i> Arth. . . . . 136</p> <p>— <i>Clematidis</i> DC. . . . . 2</p> <p>— <i>Compositarum</i> Mart. . . . . 169</p> <p>— <i>Compositarum</i> Mart. . . . . 53</p> <p>— <i>Compositarum</i> Mart. var. <i>Bellidis</i> DR. et Mont. . . . . 172</p> <p>— <i>cornutum</i> Gm. . . . . 139</p> <p>— <i>cotoneasteris</i> Korn. . . . . 138</p> <p>— <i>crassum</i> Pers. var. <i>Phillyreas</i> Cke. 160</p> <p>— <i>Cresses</i> DC. . . . . 35</p> <p>— <i>Cydoniee</i> Lenorm. . . . . 138</p> <p>— <i>Cyparissias</i> DC. . . . . 112</p> <p>— <i>dubiosum</i> Syd. . . . . 170</p> <p>— <i>Echii</i> Thum. . . . . 168</p> <p>— <i>elatinum</i> Alb. et Schw. . . . . 154</p> <p>— <i>elongatum</i> var. <i>Phillyreee</i> Rabenh. . . . . 160</p> <p>— <i>Eryngii</i> Cast. . . . . 39</p> <p>— <i>Euphorbias</i> Gm. . . . . 112</p> <p>— <i>Euphorbias-Gerardianas</i> Fisch. 98</p> <p>— <i>Euphorbiarum</i> DC. . . . . 112</p> <p>— <i>Evonymi</i> Gm. . . . . 142</p> <p>— <i>Falcarias</i> DC. . . . . 40</p> <p>— <i>Falcarias</i> DC. var. <i>Bupleuri-falcati</i> DC. . . . . 12</p> <p>— <i>Falcarias</i> DC. var. <i>Sii-latifolias</i> Fiedler. . . . . 120</p>	<p><i>Aecidium Falcarias</i> Pers. 40</p> <p>— <i>Fedias</i> Bergam. . . . . 177</p> <p>— <i>Fedias-olitorias</i> Bals. et De Toni 177</p> <p>— <i>ferulas</i> Rouss. et Dur. . . . . 171</p> <p>— <i>Fcenicali</i> Cast. . . . . 171</p> <p>— <i>Galii</i> Auct. . . . . 71</p> <p>— <i>Glaucis</i> Dozy et Molk. . . . . 120</p> <p>— <i>Grevillei</i> Grove. . . . . 89</p> <p>— <i>Herniariee</i> Seal. . . . . 35</p> <p>— <i>Hippuridis</i> Kge. . . . . 120</p> <p>— <i>laceratum</i> DC. . . . . 136</p> <p>— <i>laceratum</i> Sow. . . . . 136</p> <p>— <i>Leguminosorum</i> Rabenh. . . . 103</p> <p>— <i>Limonii</i> Duby. . . . . 107</p> <p>— <i>Mali</i> Schum. . . . . 139</p> <p>— <i>Mentha</i>: DC. . . . . 59</p> <p>— <i>Mespili</i> DC. . . . . 138</p> <p>— <i>Montagnei</i> Gz. <i>Frag.</i> . . . . 172</p> <p>— <i>Nymphoides</i> DC. . . . . 179a</p> <p>— <i>obtegens</i> Lk. . . . . 63</p> <p>— <i>Oxalidis</i> Thum. . . . . 58</p> <p>— <i>Oxyacanthae</i> Pers. . . . . 136</p> <p>— <i>Peom'ee</i> Korn. . . . . 173</p> <p>— <i>Pasonias</i> Wallr. . . . . 158</p> <p>— <i>pastinacae</i> Rostr. . . . . 120</p> <p>— <i>Patersii</i> Berk, et Curt. . . . . 174</p> <p>— <i>penicellatum</i> Pers. . . . . 139</p> <p>— <i>peyritschiaium</i> Magn. . . . . 58</p> <p>— <i>Phaseolarum</i> Wallr. . . . . 94</p> <p>— <i>Phillyreas</i> DC. . . . . 160</p> <p>— <i>Pini</i> Pers. . . . . 164</p> <p>— <i>Pulmonarias</i> Thiim. . . . . 84</p> <p>— <i>punctatum</i> Pers. . . . . 70</p> <p>— <i>tjuadrifidum</i> DC. . . . . 70</p> <p>— <i>Ranunculacearum</i> DC. . . . . 175</p> <p>— <i>Ranunculacearum</i> DC. . . . 56, 102</p> <p>— <i>Ranunculi</i> Rebut. . . . . 102</p> <p>— <i>Ranunculi</i> Schum. . . . . 102</p> <p>— <i>Ranunculi-acris</i> Pers. . . . . 102</p> <p>— <i>reticiatum</i> Thiim. . . . . 116</p> <p>— <i>Rhagadioli</i> Passer. . . . . 74</p> <p>— <i>Rhamni</i> Gm. . . . . 31</p> <p>— <i>Rhei</i> West. . . . . 64</p> <p>— <i>rubellam</i> Pers. . . . . 64</p> <p>— <i>Rumicis</i> Pers. . . . . 64</p>
--	--

Os números que seguem os nomes das espécies no índice, referem-se aos que antecedem os nomes das espécies no texto; os números seguidos da letra «a», referem-se aos exemplares incluídos no apêndice. Os nomes escritos em romano são os nomes da sinonímia.

Alcidium sanguinolentum Lindr. . . . .	.68	Casoma epiteon Sc Klecht. . . . .	146
— Scheebasrias Auersw. . . . .	99	— epiteum Lk. . . . .	146
— Scrophularias DC. . . . .	121	— Eupkorbias Schlecht. . . . .	112
— scutellatum Gm. . . . .	122	— Euphorbias-hypericifolias Schw. . . . .	114
— Senecionis Desm. f. Senecionis c[u]ina;ueIobi Thum. . . . .	120	— Euphorbiatum Lk. . . . .	112
— Seseli Niels. . . . .	105	— Evonymi Schrot. . . . .	142
— Sii-Falcarias Pers. . . . .	40	— floseulosorum Lk. . . . .	48
— Sii-latifoliss Wint. . . . .	120	— Fumarias Lk. . . . .	149
— Sonchi Johnst. . . . .	81	— Galiatum Lk. . . . .	71
— Sonchi West. . . . .	81	— Galii Lk. . . . .	71
— sparsum Hazsl. . . . .	123	— Hypericorum Lk. . . . .	145
— Suedas Thum. . . . .	99	— Hypericorum Schlecht. . . . .	145
— Symphyti Thum. . . . .	84	— Kabatianum Bub. . . . .	29
— Taraxaci Grev. . . . .	89	— Laricis Hart. . . . .	146
— Taraxaci Kze. et Schum. . . . .	78	— Leguminosarum Schlecht. . . . .	103
— Thesit Des». . . . .	86	— Lini Lk. . . . .	148
— Trifolii-repentis Cast. . . . .	129	— Lychnidearum Lk. . . . .	95
— Umbelliferarum Boy. et Jacz. . . . .	171	— Mercurialis Lk. . . . .	150, 152
— Umbilici Trott. . . . .	176	— Mercurialis-perennis Wint. . . . .	152
— Urticas DC. . . . .	17	— mixtum Lk. . . . .	151
— Urticas Schum. . . . .	17	— mixtum Sc Klecht. . . . .	151
— Valerianearum Auct. . . . .	177	— obtegens Lk. . . . .	63
— Valerianellae Biv.-Bern. . . . .	177	— penicellatum (Pers.) Sc Klecht. . . . .	139
— Velenowskyi Bub. . . . .	177	— Pkaseoli Nees. . . . .	94
— Vincas Láz. . . . .	90	— Pkillyress Cke. . . . .	160
— Violas Schum. . . . .	91	— Pkillyress Tküm. et Bagn. . . . .	160
		— Pkillyreatum Lk. . . . .	160
Aregma acuminatum Fr. . . . .	133	— Piceatum Lk. . . . .	157
Ascophora disciflora Tode . . . . .	131	— Pineum Lk. var. acicola Lk. . . . .	164
		— Poterii Lk. . . . .	133
Casoma Agrimonies Schw. . . . .	155	— Poterii Sc Klecht. . . . .	133
— Allii-ursini Wint. . . . .	140,147, 153	— pulcherrimum Bub. . . . .	178
— allochroum Lk. . . . .	149	— pulckerrimum Bub. . . . .	150
— Androsami Alm. et Cäm. . . . .	145	— punctosum Lk. . . . .	144
— apiculatum Sc Klecht. . . . .	128	— punctuosum Sc kw. . . . .	114
— apiculosum Bon. . . . .	117	— Ranunculacearum Sc Klecht. . . . .	102
— apiculosum Cda. . . . .	104	— Ranunculaceatum Lk. . . . .	102
— appendiculatum Schlecht. 94,103, . . . . .	112	— Rhinanthacearum Lk. . . . .	162
— appendiculosum Lk. . . . .	112	— Rkododendri Lk. . . . .	157
— Artemisisee Auct. . . . .	1	— Ribesii Lk. . . . .	142, 151
— Behenis Lk. . . . .	95	— Ribis-alpini Wint. . . . .	151
— Betarum Lk. . . . .	96	— Ricini Sc Klecht. . . . .	167
— Campanales Sc Klecht. . . . .	161	— Rosas Schlecht. . . . .	131
— Campanulaceatum Fr. . . . .	161	— Ruborum Lk. . . . .	132
— Campanularum Lk. . . . .	161	— Rumicum Sc Klecht. . . . .	117
— Caryopkyllacearum Lk. . . . .	154	— Scropkulariatum Lk. . . . .	121
— Cerastii Schlecht. . . . .	154	— scutellatum Schlecht. . . . .	122
— Chelidonii Magn. . . . .	149	— Senecionis Lk. . . . .	164
— Chenopodiatum Lk. . . . .	99	— Senecionis Sc Klecht. . . . .	164
— Cickorii Lk. . . . .	26	— Silenes Sc Klecht. . . . .	123
— compransor Lk. . . . .	165	— Statices Rud. . . . .	107
— confluens Sc Klecht. . . . .	152	— Stellarias Lk. . . . .	154
— confluens Schrot. . . . .	151	— suaveolens Lk. . . . .	63
— Cressatum Lk. . . . .	35	— Terebinthi Lk. . . . .	127
— crustaceum Lk. . . . .	161	— Vincas Lk. . . . .	90
— elatinum Lk. . . . .	154		
		Capitularia Ckenopodii (DC.) Syd. . . . .	99

- Capitularia Fabas* (Pers.) Syd. . . . . 103  
 — *graminis* Niels. . . . . 105  
 — *inasauialta* (Lasch.) Syd. . . . . 133  
 — *Limonii* (DC.) Syd. . . . . 107  
 — *mielospora* Ces. . . . . 95  
 — *Polygoni*. (Pers.) Rabenh. . . . . 113  
  
*Centridium Arias* Desm. . . . . 139  
 — *laceratum* (Sow.) Desm. . . . . 136  
 — *laceratum* (Sow.) Desm. var.  
   *Mespili* Fr. . . . . 138  
  
*Ceratitium coarctatum* Rabenh. . . . . 160  
 — *penicellatum* (Pers.) Rabenh. . . . . 139  
  
*Chrysomyxa Rhododendri* (DC.)  
   *De Bary*. . . . . 157  
  
*Coleosporium aureum* Bonn. . . . . 165  
 — *Campanulas* (Pers.) Lev. . . . . 161  
 — *Campanulose-macranthas* Wagn. . . . . 161  
 — *Campanulas-patulas* Wagn. . . . . 161  
 — *Euphrasia?* (Schm.) Wint. . . . . 162  
 — *Inulse* Fuck. . . . . 163  
 — *Inula?* (Kze.) Fisch. . . . . 163  
 — *Inulas* Rabenh. . . . . 163  
 — *miniatum* Bon. . . . . 131  
 — *Moratti* Har. et Pat. . . . . 161  
 — *ochraceum* Bon. . . . . 155  
 — *Pbyteumatis* Ottb. . . . . 161  
 — *Pini* Lagerh. . . . . 164  
 — *Rhinanthacearum* Lev. . . . . 162  
 — *Rhododendri* Schrot. . . . . 157  
 — *Senecionis* (Pers.) Fr. . . . . 164  
 — *Senecionum* (Rabenh.) Fuck. . . . . 164  
 — *Synanthearum* Fr. . . . . 165  
 — *Sonchi* (Pers.) Lev. . . . . 165  
 — *Sonchi* (Pers.) Lev. . . . . 163  
 — *Sonchi-arvensis* (Pers.) Wint. . . . . 165  
 — *subalpinum* Wagn. . . . . 164  
  
*Coronotetium mesnierianum*  
   (Thüm.) Syd. . . . . 60  
  
*Cronartium Asclepiadeum* (Wild.)  
   Fr. . . . . 158  
 — *Asclepiadeum* (Wild.) Fr. var.  
   *Quercuum* Berk. . . . . 159  
 — *Balsaminse* Niessl. . . . . 158  
 — *flaccidum* (Alb. et Schw.)  
   *Pasoniae* Cast. . . . . 158  
 — *Pseonias* Tul. . . . . 158  
 — *Pedicularis* Lmdr. . . . . 158  
 — *Quercus* Arth. . . . . 159  
 — *Quercuum* (Brond.) Miyabe . . . . . 159  
 — *Verbenas* Dietr. . . . . 158  
 — *Vincetoxici* . . . . . 158  
  
*Cutomyces Asphodeli* Tbüm. . . . . 7  
  
*Epitea Baryi* Berk, et Br. . . . . 9  
 — *mixta* Fr. . . . . 151  
 — *vulgaris* Fr. . . . . 146  
  
*Eranneum aurantiacum* Bon. . . . . 165  
 — *aureum* Bon. . . . . 165  
  
*Erineum Asclepiadeum* Willd. . . . . 158  
  
*Erysibe appendiculata* Wallr. . . . . 103  
 — *Cinnamomea* Wallr. var. *Beta-*  
   *rum* Wallr. . . . . 96  
 — *Cinnamomea* Wallr. var. *Rumi-*  
   *cum* Wallr. . . . . 117  
 — *confluens* Wallr. . . . . 152  
 — *epitea* Wallr. . . . . 146  
 — *Helioscopiae* Wallr. . . . . 144  
 — *Hypericorum* Wallr. . . . . 145  
 — *Lini* Wallr. . . . . 148  
 — *mixta* Wallr. . . . . 151  
 — *pustulata* Wallr. var. *Caryophyl-*  
   *lacearum* Wallr. . . . . 154  
 — *Senecionis* Wallr. . . . . 164  
  
*Exobasidium Stellariae* Syd. . . . . 154  
  
*Gymnoconia Cirsii-lanceolati* Bub. 29  
  
*Gymnosporangium clavariiforme*  
   (Jacqf.) DC. . . . . 136, 137  
 — *clavipes* Cooke et Peck. . . . . 133  
 — *confusum* Plowr. . . . . 138  
 — *confusum* (Plowr.) Tranzsch. . . . . 138  
 — *fuscum* Gasp. . . . . 137  
 — *Juniperinum* (L.) Mart. . . . . 139  
 — *Mespili* Körn. . . . . 138  
 — *Oxycedri* Bres. . . . . 136, 138  
 — *Oxycedrum* Bres. . . . . 136  
 — *Sabina?* (Dickss.) Wint. . . . . 137  
 — *Sabinas* (Dickss.) Wint. f. *Mes-*  
   *pili* Erikss. . . . . 138  
 — *tremelloides* Hart. . . . . 139  
  
*Jackya Cirsii-lanceolati* Bub. . . . . 29  
  
*Kühneola Fici* (Cast.) Butl. . . . . 135  
  
*Lecythea Euphorbias* Lev. . . . . 144  
  
*Leptopuccinia Galactitis* Syd. . . . . 43  
  
*Lycoperdon Caryophyllum* Sehr. 98  
 — *pini* Willd. . . . . 164  
 — . . . . . Schrot. . . . . 162  
 — *lucortitium* Sehr. . . . . 131  
  
*Melampsorascidioides* (DC.) Schrot. 152

- Melampsora Allii-populina* Kleb. . . . . 140  
 — *Allii-salicis-alhae* Kleb. . . . . 153  
 — *Castagnei* Tbüm. . . . . 153  
 — *Cerastii* (Pers.) Schrot. . . . . 154  
 — *Cerastii* Wint. . . . . 154  
 — *Chelidonii-Tremulaä* Kleb. . . . . 149  
 — *epitea* (Kze. et Schum.) Thum. . . . . 146, 153  
 — . . . . . 141, 143, 144  
 — *Euphorbiee-Cyparissisä* Müll. . . . . 136  
 — *Euphorbiee-exiguae* Müll. . . . . 136  
 — *Euphorbias-Gerardianee* Müll. . . . . 141  
 — *Euphorbiaa-Pepli* Müll. . . . . 144  
 — *Evonymi-Caprearum* Kleb. . . . . 142  
 — *Evonymi-incanaä* Sehn. . . . . 142  
 — *Gelmi* Bres. . . . . 143  
 — *Helioseopiae* (Pers.) Müll. 141, 143  
 — *Helioseopiae* (Pers.) Wint. . . . . 144  
 — *Hypericorum* (DC.) Schrot. . . . . 145  
 — *Hypericorum* (DC) Wint. . . . . 145  
 — *Klebahni* Bub. . . . . 149  
 — *Larici-Daphnoides* Kleb. . . . . 146  
 — *Larici-epitea* Kleb. . . . . 146  
 — *Larici-populina* Kleb. . . . . 147  
 — *Lini* Desm. . . . . 148  
 — *Lini* (Ehrb.) Lev. . . . . 148  
 — *Lini* (Pers.) Cast. . . . . 148  
 — *Magnusiana* Wagn. . . . . 149  
 — *Mercurialis-Tremulee* Kleb. . . . . 152  
 — *mixta* (Schlecht.) Schrot. . . . . 151  
 — *mixta* Thum. . . . . 151  
 — *Populina* (Jacq.) Lev. . . . . 140, 147  
 — *pulcherrima* (Bub.) Maire 150, 178  
 — *Quercus* Schrot. . . . . 159  
 — *Ribesii-auritaa* Kleb. . . . . 151  
 — *Ribesii-epitea* Kleb. . . . . 151  
 — *Ribesii-grandifoliae* Sehn. . . . . 151  
 — *Ribesii-purpureae* Kleb. . . . . 151  
 — *Ribesii-Salicum* Bub. . . . . 151  
 — *Ribesii-viminalis* Kleb. . . . . 153  
 — *Ricini* Passer. . . . . 167  
 — *Rostrupi* Wagn. . . . . 152  
 — *Rostrupi* Wagn. . . . . 150  
 — *Salicina* Tul. . . . . 153  
 — *Salicis-alhae* Kleb. . . . . 153  
 — *Salicis-Capreas* (Pers.) Wint. . . . . 166  
 — *Salicis-Caprere* (Pers.) Wint. . . . . 142  
 — *sparsa* Wint. . . . . 156  
 — *TremukeTul.* . . . . . 149, 152  
 — *Vitellina* (DC.) Thum. . . . . 153  
  
*Melampsorella Caryophyllacearum*  
 (Lk.) Schrot. . . . . 154  
 — *Cerastii* (Pers.) Schrot. . . . . 154  
 — *Cerastii* Wint. . . . . 154  
 — *elatina* Arth. . . . . 154  
 — *Ricini* De Toni. . . . . 167  
  
*Mycogene Cerasi* Ber. . . . . 22  
  
*Nigredo Caryophyllina* Arth. . . . . 98  
 — *Scirpi* Arth. . . . . 120  
  
*Peridermium acicola* Rabenh. . . . . 164  
 — *cerebrum* Pefc. . . . . 159  
 — *cornui* Kleb. . . . . 158  
 — *elatinum* Schum. et Kze. . . . . 154  
 — *Fischeri* Kleb. . . . . 165  
 — *fusiforme* Arth, et Kern. . . . . 159  
 — *globosum* Arth, et Kern. . . . . 159  
 — *Harknessii* Moore . . . . . 159  
 — *Klebahni* Fisch. . . . . 163  
 — *Kormahlui* Wagn. . . . . 161  
 — *Kriegerii* Wagn. . . . . 164  
 — *oblongisporum* Fuck. . . . . 164  
 — *Pini* Wallr. var. *acicola* Wallr. . . . . 164  
 — *Pini* Wallr. var. *corticola* Auct. 158  
 — *Rostrupi* Fisch. . . . . 161  
 — *Stahlui* Kleb. . . . . 162  
 — *Wolffii* Rostr. . . . . 164  
  
*Persooniella punctata* (Lk.) Syd. . . . . 71  
  
*Phragmidium apiculatum* Rabenk. 133  
 — *articulatum* Berk, et Curt. . . . . 133  
 — *asperum* Wallr. . . . . 134  
 — *bulhosum* Schlecht. . . . . 132  
 — *disciflorum* (Tode) James . . . . . 131  
 — *granulatum* Rabenh. . . . . 132  
 — *incrassatum* Lk. var. *bulhosum*  
 Lk. . . . . 132  
 — *incrassatum* Lk. var. *Rosarum*  
 Rabenk. . . . . 131  
 — *mucronatum* Sckleckt. . . . . 131  
 — *mucronatum* Wallr. var. *Sanguisorbee*  
 Wallr. . . . . 133  
 — *Poterii* Fuck. . . . . 133  
 — *Rosse* (Pers.) Rostr. . . . . 131  
 — *Rosarum* Fuck. . . . . 131  
 — *Rubi* (Pers.) Wint. . . . . 132  
 — *Rubi* (Pers.) Wint. subsp. *micro-*  
*sorum* Sacc. . . . . 132  
 — *Rubi* (Pers.) Wint. var. *miniatum*  
 Magn. . . . . 132  
 — *Sanguisorbae* (DC.) Schrot. . . . . 133  
 — *solidum* (Tode) Sacc. et Trav. . . . . 131  
 — *subcorticium* (Sehr.) Wint. . . . . 131  
 — *violaceum* (Schultz) Wint. . . . . 134  
  
*Physoma pro Physonema Ricini* . . . . . 167  
  
*Physopella Fici* Arth. . . . . 135  
  
*Pileolaria Terebinthi* Cast. . . . . 127  
  
*Pleomeris Bromina* (Erikss.) Syd. . . . . 84

Pleomeris dispersa (Erikss.) Syd. . . . .	38	Puccinia Calamagrostidis Syd. . . . .	31
— glumarum (Schum.) Syd. . . . .	45	— Calamintkee Fuck. . . . .	59
— Holcina (Körn.) Syd. . . . .	79	— Calcitrapse DC. . . . .	20
— Triticina (Erikss.) Syd. . . . .	87	— Campanulas Carm. . . . .	14
Podisoma clavarieeforme Duby. . . . .	136	— Campanulas Carm. f. Campanu-	
— Juniperi-communis Fr. . . . .	136	— lee-Germinii Gz. Frag. . . . .	14
— Juniperinum Lk. . . . .	139	— Campanulee-Herminii Gz. Frag. . . . .	14
Podocystis Lini Fr. . . . .	148	— Cardui-pycnocephali Syd. . . . .	15
Podosporium Lini Ley. . . . .	148	— Carduorum Jacky . . . . .	16
Puccinella graminis Fuck. . . . .	103	— Caricina DC. . . . .	17
— graminis (Niels.) Syd. . . . .	105	— Caricis DC. . . . .	17
Puccinia Ahsinthe DC. . . . .	1	— Caricis (Schum.) Rchent. . . . .	17
— Agropyri Ell. et Ev. . . . .	2	— Caryophyllacearum Wallr. . . . .	6
— Agrostemmse Fuck. . . . .	6	— Castellana Gz. Frag. . . . .	18
— Alceas Roum. . . . .	57	— Centaureas DC. . . . .	19
— Allii (DC.) Rud. . . . .	3, 3a	— Centaureas DC. i. Calcitrapas	
— Alliorum Cda. . . . .	3	— DC. . . . .	20
— alsDpkila Sacc. . . . .	42	— Cenrauess DC. i. Centaureas-	
— Ampkibii Tküm. . . . .	68	— Holfmanseggiana Gz. Frag. . . . .	12
— Andropogonis Fuck. . . . .	23	— Cerasi (Ber.) Cast. . . . .	22
— Andropogonis Otkk. . . . .	23	— Cerasi (Ber.) Cast. f. amygdali . . . . .	22
— Annularis (Str.) Schlecht. . . . .	4	— Cerasi Desm. . . . .	22
— Anthoxanthi Fuck. . . . .	5	— Cesati Schrot. . . . .	23
— apokysata Rabenk. . . . .	80	— Chamasdryos Ces. . . . .	4
— Arenaria? (Schum.) Wint. . . . .	6, 6 a	— Chondritis; Cda. . . . .	24
— Arenaria; (Sekum.) Wint. var.		— Chondrilla Bub. et Syd. . . . .	24
— Corrigiolse Roum. . . . .	32	— Chrysanthemii Roze . . . . .	25
— Arenaria; Sekröt . . . . .	83	— Chrysanthemii-sinensis Henn. . . . .	25
— Arenarias-serpyllifolias DC. . . . .	6	— Cichorii (DC.) Bell. . . . .	26, 26 a
— Arenarias-trinervias Wallr. . . . .	6	— Circeee Fuck. . . . .	27
— Artemisiarum Duby . . . . .	1	— Circeee Mart. . . . .	27
— Arundinacea Hedw. . . . .	64	— Cirsacas Pers. . . . .	27
— Arundinacea Hedw. var. Maydis		— Cirsii Fuck. . . . .	28
— Cast. . . . .	58	— Cirsii Lasch. . . . .	28
— Arundinacea Hedw. var. epicaula		— Cirsii Lasch. . . . .	16
— Wallr. . . . .	56	— Cirsii Mart. . . . .	29
— Asperifolii Wettst. . . . .	38	— Cirsii-Erisitkalis Magn. . . . .	28
— Asphodeli (DC.) Moug. . . . .	7	— Cirsii-eryophori Jacky . . . . .	29
— Asteris Duby. . . . .	43	— Cirsii-keteropkylli Magn. . . . .	28
— Avenas-oaroaras Gz. Frag. . . . .	8	— Cirsii-lanceolati Schrot. . . . .	29
— Aviculariee DC. . . . .	113	— Clinopodii DC. . . . .	59
— Baryi (Berk et Br.) Wint. . . . .	9	— Cnici Mart. . . . .	28
— Behenis (DC.) Oth. . . . .	10, 10 a	— commutata Syd. . . . .	177
— Bellidis Lagerk. . . . .	62, 172	— conclusa Thum. . . . .	75
— Berkeleyyi Passer. . . . .	90	— Convolvuli (Pers.) Cast. . . . .	30
— Beschiana Maire. . . . .	62	— coronata Cda. . . . .	31
— bitormis Lagerh. . . . .	11	— coronata Cda. . . . .	55
— Brachypodii Oth. . . . .	9	— coronifera Kleb. . . . .	31, 55
— Bromina Erikss. . . . .	84	— Corrigiolas Chev. . . . .	32
— bullata (Pers.) Wint. . . . .	18, 47	— crassivertex Thum. . . . .	50
— Bupleuri Rud. . . . .	12	— Crepidicola Syd. . . . .	33
— Bupleuri-falcati (DC.) Wint. . . . .	12	— Crepidis Schrot. . . . .	34
— Buxi DC. . . . .	13	— Cressas (DC.) Lagerh. . . . .	35
		— Crucianellas Desm. . . . .	36
		— Cynodontis Desm. . . . .	37
		— densa Diet, et Holw. . . . .	91
		— depauperans (Vize) Syd. . . . .	174
		— digitata Ell. et Harkn. . . . .	60



<i>Puccinia Discoidearum</i> Lk. . . . .	1, 73	<i>Puccinia Malvacearum</i> Mont. . . . .	57
— <i>Discoidearum</i> Lk. var. <i>Pyretkri</i> Wallr. . . . .	73	— <i>Maydis</i> Béreng. . . . .	58
— <i>discolor</i> Fuck. . . . .	70	— <i>Menthas</i> Pers. . . . .	59
— <i>dispersa</i> Erikss. et Henn. . . . .	38, 168	— <i>Mesnieriana</i> Thüm. . . . .	60
— <i>dispersa</i> Erikss. et Henn. f. <i>Bromi</i> Erikss. . . . .	84	— <i>mixta</i> Fuck. . . . .	69
— <i>dispersa</i> Erikss. et Henn. f. <i>Seca-</i> <i>lis</i> Erikss. et Henn. . . . .	38	— <i>Moheringias</i> Fuck. . . . .	6
— <i>dispersa</i> Erikss. et Henn. f. <i>Tri-</i> <i>tici</i> Erikss. et Henn. . . . .	87	— <i>Montagnei</i> De Toni. . . . .	61
— <i>Endivias</i> Passer. . . . .	26	— <i>Mucronata</i> Pers. var. <i>Rosas</i> Pers. . . . .	131
— <i>Eryngii</i> DC. . . . .	39	— <i>Mucronata</i> Pers. var. <i>Rubi</i> Pers. . . . .	132
— <i>Falcarías</i> (Pers.) Fuck. . . . .	40	— <i>obscura</i> Schrot. . . . .	62, 172
— <i>Fergussoni</i> Berk. et Br. var. <i>kas-</i> <i>tatas</i> (Cke.) De Toni . . . . .	91	— <i>obtegens</i> Fuck. . . . .	63
— <i>Ficalhoana</i> Lagerh. . . . .	41	— <i>obtegens</i> (Lk.) Tul. . . . .	63
— <i>flosculosorum</i> (Lk.) Roekl. . . . .	48, 66, 81	— <i>Onobrychidis</i> Otth. . . . .	110
— <i>Frankeniae</i> Lk. . . . .	42	— <i>Ornithogali</i> Auct. . . . .	54
— <i>Galactitis</i> Syd. . . . .	43	— <i>Orobi</i> Fuck. . . . .	103
— <i>galatica</i> Syd. . . . .	18	— <i>pedunculata</i> Schr5t. . . . .	76
— <i>Galii</i> Schw. . . . .	71	— <i>penicellata</i> Kze. . . . .	136
— <i>Galiorum</i> Lk. . . . .	71	— <i>Penniseti</i> Barcl. . . . .	72
— <i>Gladioli</i> (Reo:) Cast. . . . .	44, 44 a	— <i>Pkaseolarum</i> DC. . . . .	94
— <i>glumarum</i> (Schum.) Erikss. et Henn. . . . .	45, 45 a	— <i>Pkaseoli</i> Rabenk. . . . .	94
— <i>graminis</i> Pers. . . . .	46	— <i>Phaseoli</i> Rabenh. var. <i>Taraxaci</i> Rchent. . . . .	85
— <i>Heraclei</i> Grev. . . . .	47	— <i>Phaseoli-trilobi</i> Schw. . . . .	94
— <i>Hemiaris</i> Mont. . . . .	61	— <i>Phragmites</i> (Schum.)Körn. . . . .	64
— <i>Hemiaris</i> Una. . . . .	61	— <i>Picridis</i> Jacky. . . . .	65
— <i>Hieracii</i> (Schum.) Mart. . . . .	48	— <i>Picridis</i> (Schum.) Korn. . . . .	65
— <i>Hieracii</i> (Sekum.) Mart. 16, 19, 20, 25, 28, 33, 49, 53, 66, 82	82	— <i>Piloselloidearum</i> Probst. . . . .	66
— <i>Hypochseridis</i> Oud. . . . .	49	— <i>Piloselloidearum</i> Probst. . . . .	48
— <i>inquinans</i> Wallr. var. <i>Heraclei</i> Wallr. . . . .	47	— <i>Pimpinelles</i> (Str.) Lk. var. <i>Eryngii</i> Wint. . . . .	39
— <i>inquinans</i> Wallr. var. <i>Saxifragas</i> Wallr. . . . .	77	— <i>Pimpinellas</i> (Syd.) Mart. . . . .	18, 47
— <i>iriáis</i> (DC.) Wallr. . . . .	50	— <i>Piptatheri</i> Lagerh. . . . .	67
— <i>Jasmini</i> DC. . . . .	51	— <i>Pisi</i> DC. . . . .	112
— <i>Laburni</i> DC. . . . .	104	— <i>poculiformis</i> (Jacct.) Wettst. . . . .	46
— <i>Lasckii</i> Lagerh. . . . .	28	— <i>Polygoni</i> Fuck. . . . .	68
— <i>Lecokias</i> Kotscky . . . . .	80	— <i>Polygoni</i> Pers. . . . .	68, 113
— <i>Le Monneriana</i> Maire . . . . .	52	— <i>Polygoni-amphibii</i> Pers. . . . .	68
— <i>Leontodontis</i> Jacky . . . . .	53	— <i>Polygoni-avicularias</i> Pers. . . . .	113
— <i>Liliacearum</i> Duhy . . . . .	54	— <i>Polygonorum</i> Lk. . . . .	68
— <i>Limonnii</i> DC. . . . .	107	— <i>Porri</i> (Sow.) Wint. . . . .	69
— <i>lineolata</i> Desm. . . . .	120	— <i>Prenanthis</i> (Pers.) Fuck. . . . .	24, 26
— <i>lotii</i> Niels. . . . .	55, 55 a	— <i>Pruni</i> Pers. . . . .	70
— <i>Lolii</i> Niels. . . . .	31	— <i>Pruni-spinosae</i> Pers. . . . .	70, 70 a
— <i>Loti</i> Kirchn. . . . .	108	— <i>Prunorum</i> Lk. . . . .	70
— <i>Lycknidearum</i> Fuck. . . . .	10	— <i>pseudo-Spkasrias</i> Mont. . . . .	81
— <i>Lycknidearum</i> Lk. . . . .	6, 83	— <i>pulvinulata</i> Rud. . . . .	42
— <i>Lysimackias</i> Karst. . . . .	68	— <i>punctata</i> Lk. . . . .	71
— <i>maculicola</i> Aim. et S. Cam. . . . .	7	— <i>punctum</i> Lk. . . . .	17
— <i>Magnusiana</i> Korn. . . . .	56	— <i>purpurea</i> Cke. . . . .	72
— <i>Malachii</i> Kirchn. . . . .	6	— <i>Pyrethri</i> (Wallr.) Rabenh. . . . .	73
		— <i>Pyretkri</i> (Wallr.) Rabenk. . . . .	25
		— <i>Rhagadioli</i> (Passer.) Thum. . . . .	74
		— <i>Rhamni</i> Wettst. . . . .	31
		— <i>Romagnoliana</i> Maire et Sacc. . . . .	75, 75 a
		— <i>Rossiana</i> (Sacc.). . . . .	41
		— <i>rubella</i> (Pers.) Arth. . . . .	64
		— <i>Rubigo-vera</i> (DC.) Wint. 38, 45, 87	87



Uredo appendiculata Pers. vai. Pisi-	Uredo Dorycnopsidis Thum. . . . .	93
-sativi Pers. . . . .	— elatina Spreng. . . . .	154
— Arbuti Diet, et Holw. . . . .	— epitea Kze. et Schum. . . . .	146, 153
— Arenaria; Schum. . . . .	— Euphorbias-Cyparissias Pers. . . . .	122
— Arthemiss Auct. . . . .	— Euphorbias-Helioscopiss Pers. . . . .	144
— Asphodeli DC. . . . .	— Euphorbies-serratas DC. . . . .	109
— Bchenis DC. . . . .	— Euphrasies Schum. . . . .	162
— Bchenis Una. . . . .	— Evonymi Mart. . . . .	142
— Betas Pers. . . . .	— Evonymi-Caprearum Arth. . . . .	142
— Betas Pers. var. Convolvuli Pers.	— excavata DC. . . . .	109
— bifrons DC. . . . .	— excavata DC. var. Euphoraias-	
— Bromina Erikss. . . . .	— oleasfolias DC. . . . .	126
— bulbosa Str. . . . .	— Fabas Pers. . . . .	103
— bullatum West. . . . .	— Fabas Pers. var. Medisaginis-	
— Bupleuri Barel. . . . .	— falcatas DC. . . . .	125
— Calamintkas Str. . . . .	— Fabas Pers. var. Trifolii Alh. et	
— Calystagies Desm. . . . .	— Schw. . . . .	128
— Campanulas Mart. . . . .	— Falcarias Spreng. . . . .	40
— Campanulas Pers. . . . .	— farinosa Pers. var. Senecionis	
— Campanularum Rabenh. . . . .	— Pers. . . . .	164
— Carieis Sebum. . . . .	— FiciCast. . . . .	135
— Caryophyllacearum Jobnst. . . . .	— Fici Cast. var. abyssinica Henn.	135
— Caryophyllacearum Ung. . . . .	— Ficicola Speg. . . . .	135
— Castagnei Tbüm. . . . .	— Ficus Cast. . . . .	135
— Centumnodii Schum. . . . .	— Ficus Rav. . . . .	135
— Cerastii Mart. . . . .	— Frankenia; Mont. . . . .	42
— Ceratonia Celot. . . . .	— fulva Schum. . . . .	165
— Chenopodii Duby . . . . .	— fulva Schum. var. Senecionum	
— Chenopodii Spreng. . . . .	— Rabenh. . . . .	164
— Chondrillas Opiz. . . . .	— Fumarias Rabenh. . . . .	149
— Chrysanthemi Roze . . . . .	— Genistarum Duby . . . . .	104
— Ciceris Passer. . . . .	— Gladioli Reo; . . . . .	44
— Ciceris-arietinis Grogn. var.	— glumarum Schum. . . . .	45
— astnensis Seal. . . . .	— Helioscopies DC. . . . .	144
— Cichoracearum DC. . . . .	— Helioscopies Pers. . . . .	144
— Cichorii DC. . . . .	— Helioscopies Schum. . . . .	144
— cineta Str. . . . .	— Hieracii Schum. . . . .	48
— circinalis Str. var. Mercurialis	— Hyoseridis Schum. . . . .	49
— Str. . . . .	— Hyperici-humifusi Kleb. . . . .	145
— circinalis Str. var. Ribis Str. . . . .	— Hypericorum DC. . . . .	145
— Cirsii Lasch. . . . .	— Ilices Cast. . . . .	159
— Citri Cke. . . . .	— Inula; Dietr. . . . .	163
— Citrina De Toni. . . . .	— Inules Fuck. . . . .	163
— Clinopodii DC. . . . .	— Inules Kze. . . . .	163
— concéntrica Desm. . . . .	— Iridis DC. . . . .	50
— confluens Pers. . . . .	— Iridis Duby. . . . .	50
— confluens Pers. var. Mercurialis-	— Labiatarum DC. . . . .	59
— perennis Pers. . . . .	— Laburni DC. . . . .	104
— Convolvuli Str. . . . .	— Lecythea Auct. . . . .	153
— Copelandi Syd. . . . .	— Leguminosorum Rabenh. . . . .	103
— coronata Erikss. et Henn. . . . .	— limbata Rabenh. var. Iridis	
— crustácea Berk. . . . .	— Rabenh. . . . .	50
— Cytisi DC. . . . .	— limbata Rabenh. var. Muscari	
— Cytisi Str. . . . .	— Rabenh. . . . .	119
— Decaisneana Lev. . . . .	— Limonii Duby. . . . .	107
— Diantki Pers. . . . .	— linearis Pers. . . . .	46
— Dianthicola Har. . . . .	— Lini DC. . . . .	148
— Dolichi Berk, et Br. . . . .	— Lini Schum. . . . .	148

Uredo Lobeliacearum Rabenh. . . . .	161	Uredo Rumicum DC. . . . .	117
— Lyebnidis Schrot. . . . .	130	— Satureias Cast. . . . .	59
— Magnusiana Artb. . . . .	149	— Scillarum Grev. . . . .	119
— Medicaginicola Speg. . . . .	135	— Scirpi Cast. . . . .	120
— Medicaginis Speg. . . . .	135	— scutellata Pers. . . . .	122
— mediterranea Lindr. . . . .	36	— scutellata Pers. var. Euphorbias-	
— Menthas Pers. . . . .	59	-Cyparissias Str. . . . .	122
— Mercurialis Mart. . . . .	153	— scutellata Schw. . . . .	114
— miniata Pers. . . . .	131	— Senecionis DC. . . . .	164
— miniata Pers. var. Lini Pers. . . . .	148	— Senecionis Mart. . . . .	164
— mixta Schlecht. . . . .	151	— Senecionis Sebum. . . . .	164
— moricola Henn. . . . .	135	— Sepium Spreng. . . . .	30
— Muscari Duby. . . . .	11?	— simplex Erikss. et Henn. . . . .	79
— Onobrychidis Desm. . . . .	110	— Soncki DC. . . . .	165
— orbicularis Mart. . . . .	146	— Soncki Mart. . . . .	165
— Pasonias Cast. . . . .	158	— Soncki Schum. . . . .	165
— Paeoniarum Desm. . . . .	158	— Sonchi-arvensis Pers. . . . .	165
— pallens Sacc. . . . .	166	— Sonchina Thüm. . . . .	82
— Pbaseolarum DC. . . . .	94	— Sorgbi Fuck. . . . .	72
— Pbaseoli Str. . . . .	94	— Soréti Passer. . . . .	72
— Pbillyrese Cast. . . . .	160	— Soréki-halepensis Pat. . . . .	72
— Phragmites Sebum. . . . .	64	— sororia Lasch. . . . .	117
— Pini Spreng. . . . .	164	— striola Str. . . . .	64
— Pisi Str. . . . .	112	— suaveolens Pers. . . . .	63
— planiuscula Mont. . . . .	117	— Terebintbi DC. . . . .	127
— Polygonorum DC. . . . .	113	— Tkesii Desv. . . . .	6
— polymorpha Str. var. Euphorbias		— Trabutii Pat. . . . .	135
Str. . . . .	144	— tremulosas Str. var. Campanulas	
— Porri Sow. . . . .	69	Str. . . . .	* 11
— Potentillarum DC. var. Agrimo-		— Trifolii DC. . . . .	128
nias-Eupatorias DC. . . . .	155	— tuberculosa Sebum. . . . .	165
— proeminens DC. . . . .	114	— Vicias Rchent. . . . .	103
— Pruni Cast. . . . .	70	— Vicias-Fabas Pers. . . . .	103
— punctata DC. . . . .	144	— Vicias-Fabas Sebum. . . . .	103
— pustulata Pers. var. Caryophyl-		— Vincas DC. . . . .	90
lacearum Duby . . . . .	154	— Violas DC. . . . .	91
— pustulata Pers. var. Cerastii		— Vitellina DC. . . . .	153
Pers. . . . .	154		
— pustulata Pers. var. Cerastiorum		Uromyces Acetosas Schrot. . . . .	92
DC. . . . .	154	— acutatus Fuck. . . . .	111, 116
— Quercus Brond. . . . .	159	— ascidii-glaucis Liro . . . . .	120
— Quercus-myrsinifolias Henn. . . . .	159	— ascidii-pastinacas Liro . . . . .	120
— Rinanthacearum DC. . . . .	162	— Alliorum Cooke . . . . .	69
— Rhododendri DC. . . . .	157	— Anthyllidis (Grev.) Schrot. . . . .	93
— Ribesii-purpureas Artb. . . . .	151	— appendiculatus Fr. . . . .	94
— Ricini Biv.-Bern. . . . .	167	— appendiculatus (Pers.) Lk. . . . .	94
— Rosas Pers. . . . .	131	— appendiculatus Ung. . . . .	103
— Rosas-centifolias Pers. . . . .	131	— Avicularias Schrot. . . . .	113
— Rubi-fruticosi Pers. . . . .	132	— Behenis (DC.) Ung. . . . .	95
— Rubigo DC. var. Campanularum		— Behenis Lev. . . . .	95
DC. . . . .	161	— Behenis Niessl. . . . .	95
— Rubigo DC. var. Sonchi-arvensis		— Betas (Pers.) Lev. . . . .	96
DC. . . . .	165	— Beta; Tul. . . . .	96
— Rubigo-vera DC. . . . .	38	— Burrili Lagerh. . . . .	120
— Ruborum DC. . . . .	132	— Cachrydis Har. . . . .	97
— Rumicis Sebum. . . . .	117	— Caraganicola Henn. . . . .	104
— Rumicis-aquatice DC. . . . .	117	— Caryophyllinus (Sehr.) Schrot. . . . .	98
— Rumicis-scutati DC. . . . .	76		

<i>Uromyces Caryophyllinus</i> (Sehr.)	<i>Uromyces Peckianus</i> Farl.	105
Wint.	— Persicas Rabenk.	70
— Ckameesyccis Sacc.	— Phaseolarum De By.	94
— <i>Chenopodii</i> (DC.) Schrot.	— Phaseoli Cke.	94
— <i>Ciceris-arietinis</i> (Grogn.) <u>Ja.cz.</u>	— Pkaseoli Wint.	94
et Boy.	— Pisi (Pers.) Wint.	112
— concentricus Fuck.	— Pisi-sativi Liro.	112
— concentricus Lev.	— Poiraultii Har.	121
— concomitans Berk, et Br.	— <i>Polygoni</i> (Pers.) Fuck.	113
— cristatus Sckröt.	— Polygonorum Lev.	113
— cristatus Schrot, et Niessl.	— polymorphus Peck, et Clint.	103
— <i>Dactylidis</i> Oth.	— pcceminens (DC.) Lev.	114
— <i>Dactylidis</i> Othk.	— Pteleacearum Rabenh.	104
— Diantki Niels.	— Pteroclasmas Lindr.	97
— Dolicki Cke.	— puccinioides Fautr. et Roll.	81
— Erytkronii (DC.) Passer.	— pulvinatus Kalchbr. et Cke.	114
— Euphorbia; Cke. et Peck.	— renovatus Syd.	115
— Eupkorbise-corniculatae Jordi	— reticulatus (Thum.) Bub.	116
— excavatus DC. var. Eupkorbise-	— Rumicis (Schum.) Wint.	117
serratae DC.	— Rumicis (Sckum.) Wint.	92
— excavatus DC. var. subleevis	— Rumicum Fuck.	117
Tranzsch.	— Rumicum Lev.	92, 117
— <i>Fabae</i> (Pers.) Du Bary	— <i>Salsolee</i> Reich.	118
— fratemus Lasch.	— Schröteri De Toni	130
— Genistee Fuck.	— <i>Scillarum</i> (Grev.) Wint.	119
— Genistae Pers.	— <i>Scirpi</i> (Cast.) Burr.	120
— Genistee-tinctoriee (Pers.) Fuck.	— <i>Scirpi</i> (Cast.) Lagerh.	120
— Genistee-tinctoriee (Pers.) Wint.	— <i>Scrophulariae</i> (DC.) Fuck.	121
— Genistae-tinctoriee (Pers.) Wint.	— <i>Scrophularias</i> Lev.	121
— giganteus Speg.	— <i>scutellatus</i> (Schrot.) Lev.	122
— giganteus Speg. var. erytkrseus	— <i>scutellatus</i> (Schrot.) Lev. f. fl	
Trott.	Ed. Fisch.	122
— <i>graminis</i> (Niels) Diet.	— <i>Silenes</i> (Schlecht.) Fuck.	123
— <i>graminum</i> Cooke	— sinensis Speg.	98
— <i>Hippomarathricola</i> S. Cam.	— Sonchi Oud.	81
— Hordei Niessl.	— <i>Sparti-juncea</i> Syd.	124
— inaequalis Lasch.	— striatus Schrot.	125
— Iridis Lev.	— striatus Schrot.	108
— Kalmusii Sacc.	— <i>sublaevis</i> Tranzsch.	122, 126
— Laburni Fuck.	— Sussdas Jacz.	99
— leavis Racib.	— <i>Terebinthi</i> (DC.) Wint.	127
— Latkyri Fuck.	— <i>tinctoriae</i> Magn.	122
— <i>Limonii</i> (DC.) Lev.	— Toxicodendri Berk, et Rav.	127
— lineolatus (Desm.) Schrot.	— Trifolii Fuck.	128, 129
— Loti Blytt.	— Trifolii (Hedw. f.) Lev.	128
— Lupini Berk, et Curt.	— <i>Trifolii-repentis</i> (Cast.) Liro	129
— Lupini Sacc.	— <i>Valerianae</i> (Schum.) Fuck.	177
— Lycknidis Lagerk.	— Verbasci Niessl.	121
— Macounianus Ell. et Ev.	— <i>verruulosus</i> Schrot.	130
— maritima; Plour.	— Vicias Fuck.	103
— Medicaginis Passer.	— Vignas-luteolas Henn.	94
— Medicaginis-falcatæ Wint.	— Ysckisnagai Henn.	103
— <i>monspessulanus</i> Tranzsch.		
— Muscari Lev.	Xyloma All« DC.	3
— obscurus Diet. et Holw.	— Lud Ehrb.	148
— <i>Onobrychidis</i> (Desm.) Lev.		
— <i>Ornithogali</i> Lev.	<i>Zaghouania Phillyreee</i> (DC.) Pat.	160
— Orobi Pers.		

INDICE

das espécies parasitadas por Uredineas

<i>Agraphis cernaa</i> Reichb. . . . .	119	<i>Bartsia Trixago</i> L. . . . .	162
<i>Agrimonia Eupatoria</i> L. . . . .	155	— <i>viscosa</i> L. . . . .	162
<i>Agrostis</i> sp. . . . .	31	<i>Bellardia Trixago</i> All. . . . .	162
— <i>Ampeloprasum</i> L. . . . .	3, 69	<i>Bellis annua</i> L. . . . .	62
— <i>Fernandesii</i> Welw. . . . .	3	— <i>sylvestris</i> (L.) Cyr. . . . .	62, 172
— <i>gaditanum</i> Perez-Lara . . . . .	3	<i>Beta maritima</i> L. . . . .	98
— <i>magicum</i> Brot. . . . .	3	— <i>vulgaris</i> L. . . . .	96
— <i>nigrum</i> L. . . . .	3	— <i>vulgaris</i> L. subsp. <i>maritima</i> L. . . . .	96
— <i>paniculatum</i> L. . . . .	3	<i>Brachipodium pinnatum</i> (L.) Beauv. . . . .	9
— <i>paniculatum</i> L. var. <i>pallens</i> L. . . . .	3	<i>Bromus</i> sp. . . . .	45, 46
— <i>pruinatum</i> Lk. . . . .	3	— <i>Madritensis</i> L. . . . .	45, 84
— <i>roseum</i> L. . . . .	3, 69	— <i>rigens</i> L. . . . .	45
— <i>sativum</i> L. . . . .	3	— <i>rigidus</i> Roth. . . . .	45
— <i>sphaerocephalum</i> L. . . . .	3, 69	— <i>rigidus</i> Roth. var. <i>Gussonei</i> (Pari.) . . . . .	45
— <i>vineale</i> L. . . . .	3	<i>Bupleurum protractum</i> Hoffgg. et Lk. . . . .	12
— <i>Vitorialis</i> L. . . . .	116	— <i>subovatum</i> Lk. . . . .	12
<i>Althaea armeniaca</i> Tenore . . . . .	57	<i>Buxus sempervirens</i> L. . . . .	13
— <i>officinalis</i> L. . . . .	57	<i>Calamintha officinalis</i> Moench. var. <i>montana</i> (Hoffgg. et Lk.) P. Gout. . . . .	59
— <i>rosea</i> Cav. . . . .	57	<i>Calystegia ssepium</i> (L.) R. Br. . . . .	30
<i>Amelanchier vulgaris</i> Moench. . . . .	139	<i>Campanula Herminii</i> Hoffgg. et Lk. . . . .	14
<i>Amygdalus communis</i> L. . . . .	70	— <i>Loeflingii</i> Brot. . . . .	161
— <i>Persica</i> L. . . . .	22	— <i>lusitanica</i> L. . . . .	161
<i>Anchusa itálica</i> Retz. . . . .	38	<i>Carduus</i> sp. . . . .	16
— <i>undulata</i> L. . . . .	38	— <i>acanthoides</i> Lam. . . . .	16
<i>Andropogon halepensis</i> (L.) Blot. . . . .	72	— <i>pycnocephalus</i> L. . . . .	15, 16
— <i>hirtus</i> L. . . . .	23	— <i>tenuiflorus</i> Curt. . . . .	15, 16
— <i>hirtus</i> L. var. <i>pubescens</i> Vis. . . . .	23	<i>Carex</i> sp. . . . .	17
— <i>pubescens</i> Vis. . . . .	23	— <i>caespitosa</i> Brot. . . . .	78
<i>Anthoxanthum amarum</i> Brot. . . . .	5	— <i>Hudsonii</i> A. Benn. . . . .	78
<i>Anthyllis Gerardí</i> L. . . . .	93	— <i>paniculata</i> L. . . . .	17, 76
— <i>Vulneraria</i> L. var. <i>litorea</i> . . . . .	93	— <i>stricta</i> Good. . . . .	78
<i>Arbutus Unedo</i> L. . . . .	156	<i>Centaurea Calcitrapa</i> L. . . . .	20
<i>Aronia rotundiolia</i> Pers. . . . .	139	— <i>Hoffmanseggiana</i> Laz. . . . .	21
<i>Artemisia</i> sp. . . . .	1	— <i>paniculata</i> L. . . . .	19
<i>Arundo Donax</i> L. . . . .	64	— <i>polyacantha</i> Willd. . . . .	19
<i>Asphodelus</i> sp. . . . .	7	<i>Cerastium</i> sp. . . . .	154
— <i>alhus</i> Mill. . . . .	7	<i>Chondrilla juncea</i> L. . . . .	24
— <i>lusitanicus</i> P. Cout. . . . .	7	<i>Chrysanthemum</i> sp. (cult.) . . . . .	25
— <i>micro carpus</i> Viv. . . . .	7	— <i>coronarum</i> L. . . . .	73
— <i>ramosus</i> L. . . . .	7	— <i>sinense</i> Sab., var. . . . .	25
<i>Avena</i> sp. . . . .	31, 35		
— <i>barbata</i> Brot. . . . .	8, 31, 46		
— <i>hirsuta</i> Moench. . . . .	8		
— <i>sativa</i> L. . . . .	31, 46, 55, 55a		

Os números que seguem os nomes das espécies no Índice, referem-se aos que antecedemos nomes das espécies no texto; os números seguidos da letra «a», referem-se aos exemplares incluídos no apêndice. Os nomes escritos em itálico são os nomes da sinonímia.

Cicer arietinum L. . . . .	100	Euphorbia helio scopia L. . . . .	144
Cichorium Endivia L. . . . .	26, 26 a	— nicseensis All. . . . .	122
— Intybus L. . . . .	26	— Peplus L. . . . .	144
Cirseia lutetiana L. . . . .	27	— pterococca Brot. . . . .	144
Cirsium sp. . . . .	52	— rupicola Bss. . . . .	141, 144
— airense Scop. . . . .	63	— serrata L. . . . .	109
— lanceolatum Hill. . . . .	29	Euphrasia viscosa Bth. . . . .	162
— palustre (L.) Scop. . . . .	28, 52	<i>Festuca Alopecurus Brogn.</i> . . . .	31
— palustre Scop.var. spinosissimum Wk. . . . .	52	— Arando Hook. . . . .	31
— tuberosum All. . . . .	28	— clavata Moenck. . . . .	38, 45 a
Clematis Elammula L. . . . .	2	— Myuros L. . . . .	45
— lathyrifolia Bss. . . . .	2	Ficus Carica L. . . . .	135
— recta L. . . . .	2	Feniculum vulgare Mill. . . . .	171
Cnicus sp. . . . .	52	Frángula nigra Samp. . . . .	31
— arvensis Hoffgg. . . . .	63	Frankenia kirsuta L. var. Isevis (L.) Bss. . . . .	42
— lanceolatus Willd. . . . .	29	— lasvis L. . . . .	42
— palustris Willd. . . . .	28, 52	Galactitis tomentosa Moench. . . . .	43
— palustris Willd. var. spinosissimum Wk. . . . .	52	Galium erectum Huds. . . . .	71
— tuberosus Roth. . . . .	28	— Mollugo L. . . . .	71
Colutea arborescens L. . . . .	104	Gaudinia fragilis (L.) Beauv. . . . .	38
Corrigiola littoralis L. . . . .	32	Gladiolus sp. . . . .	44
Cotyledon lusitanica Lam. . . . .	176	— illyricus Koch. . . . .	44
— Umbilicus L. . . . .	88, 176	— illyricus Koch, subsp. Reuteri Bss. . . . .	44
Crataegus monogyna Jaccj. . . . .	136, 138	— Reuteri Bss. . . . .	44
— Oxyacantha L. . . . .	136, 138	— segetum Ker.-Gawl. . . . .	44, 44 a
Crepis sp. . . . .	34	Gypsophila elegans Bieb. . . . .	6 a
— taraxacifolia Thuill. . . . .	33	Heracleum Sphondylium L. . . . .	47
Cressa crética L. var. villosa (Hoffgg. et Lk.) Choisy . . . . .	35	Hemiaria glabra L. . . . .	61
— villosa Hoffgg. et Lk. . . . .	35	— maritima Lk. . . . .	61
Crucianella maritima L. . . . .	36	Hieracium boreale Fr. . . . .	48
Cydonia oblonga Mill. . . . .	138	— Pilosella L. . . . .	48, 66
Cynanchum nigrum Pers. . . . .	158	Hippocrepis unisiliquosa L. . . . .	93
— Vincetoxicum Pers. . . . .	158	Hippomarathrum cristatum Bss. . . . .	106
Cynodon Dactylon (L.) Pers. . . . .	37	— pterochosnum (DC.) Bss. . . . .	106
Cyperus longas L. . . . .	75, 75 a	Holcus lanatus L. . . . .	31, 55
Dactylis glomerata L. . . . .	102	— mollis L. . . . .	31
Dianthus Caryophyllus L. . . . .	98, 101	Hordeum hexastichon L. . . . .	31
Dipcadi serotinum (L.) Medic. . . . .	119	— murinum L. . . . .	38
Dolichos monachalis Brot. . . . .	94	— vulgare L. . . . .	45, 79
Dorycnopsis Gerardi (L.) Boiss. . . . .	93	— vulgare L. subsp. hexastichum L. . . . .	31
Echium Iusitanicum L. . . . .	168	Hypericum perforatum L. . . . .	145
Emex spinosa (L.) Campd. . . . .	117	Hypochoeris radicata L. . . . .	49
Endymion campanulatus Pari. . . . .	41	Ilex Aquifolium L. . . . .	156
— cernuus Dum. . . . .	119	Inula viscosa (L.) Ait. . . . .	163
Eryngium campestre L. . . . .	39	Iris alhicans Lge. . . . .	50
Euphorbia sp. . . . .	144	— florentina L. . . . .	50
— amygdaloides L. . . . .	141	Jasminum fiuticans L. . . . .	51
— boetica Bss. . . . .	126	Juniperus Oxycdrus L. . . . .	136
— Chamsesyce L. . . . .	114	— phoenicea L. . . . .	137
— Chamsesyce L. var. canescens (L.) Bss. . . . .	114	Lasiopera viscosa Hoffgg. et Lk. . . . .	162
— Characias L. . . . .	143		
— falcata L. . . . .	144		

Lathyrus Cícera L. . . . .	103	Onobrychis eriophora (Pourr.)	
— latifolius L. . . . .	103, 112	Desv. . . . .	HO
— latifolius L. var. angustifolius		Origanum vulgare L. . . . .	59
Godr. . . . .	112	Ornithogalum nanum Brot. . . . .	111
Livatera crética L. . . . .	57	— unifolium Ker.-Gawl. . . . .	111
— Olhia L. . . . .	57	Oryzopsis canadensis Torr. . . . .	67
Leontodón (Hieracium ?) sp. . . . .	48		
— dens-leonis (Taraxacum ofrici-		Paeonia sp. . . . .	158, 173
nale Webb, subsp. Dens-leonis		— alhiflora Pall. . . . .	158
(Desf.)? . . . . .	53	— arbórea Donn. . . . .	158
— tuberosus L. . . . .	53, 169	— Broteri Bss. et Reut. . . . .	158
Linum sp. . . . .	148	— corallina Retz. . . . .	158
— angustifolium Huds. . . . .	148	— corallina Retz. subsp. Broteri	
— gallicum L. . . . .	148	Bss. et Reut. . . . .	158
— usitatissimum L. . . . .	148	— edulis Salisb. . . . .	158
Lolium sp. . . . .	4 6	— mascula Desf. subsp. Broteri	
— multiflorum Lam. . . . .	55, 46a	Bss. et Reut. . . . .	158
— rigidum Gaud. . . . .	55	— Moutan Sims. . . . .	158
— temulentum L. . . . .	87	Parentucellia viscosa Car. . . . .	162
Lotus commutatus Guss. . . . .	125	Phaseolus nanus L. . . . .	94
— creticus L. subsp. commutatus		— vulgaris L. . . . .	94
Guss. . . . .	125	Phillyrea angustifolia L. . . . .	160
— Salzmanni Bss. et Reut. . . . .	125	— latifolia L. . . . .	160
— uliginosus Schkr. . . . .	108, 125	— media L. . . . .	160
Lupinus sp. . . . .	115	Phragmites communis Trin. . . . .	56
— alhus L. . . . .	115	Picridium vulgare Desf. . . . .	74
— angustifolius L. . . . .	115	Picris hieracioides L. . . . .	65
— luteus L. . . . .	115	Pimpinella bubonoides Brot. . . . .	18
Luzula Forsteri (Sm.) DC. . . . .	62	— villosa Schousb. . . . .	1 8
— pilosa Lk. . . . .	62	Pinardia coronaria Less. . . . .	73
Lychnis sp. . . . .	6	Pinus sp. . . . .	164
— alha Mill. . . . .	6, 130	— maritima Lam. . . . .	158, 164
— dioica L. . . . .	6	— Pinaster Sol. . . . .	158, 164
— sylvestris Schk. . . . .	6	Piptaferum multiflorum Beauv. . . . .	67
		Pirus Aucuparia (L.) Ehrh. . . . .	139
Malva Alcea L. . . . .	57	— Cydonia L. . . . .	138
— itálica Poll. . . . .	5 7	Pistacia Terebinthus L. . . . .	127
— mauritiana L. . . . .	57	Pisum sativum L. . . . .	103
— niceensis All. . . . .	57	Poa trivialis L. . . . .	46
— rotundifolia Brot. . . . .	57	Polygonum amphibium L. . . . .	6 8
— sylvestris L. . . . .	57	— aviculare L. . . . .	113
— sylvestris L. var. mauritiana (L.)		— dumetorum L. . . . .	6 8
Boiss. . . . .	57	Polypogon sp. . . . .	38
Medicago arábica (L.) All. . . . .	125	Populus alha L. . . . .	147, 150, 152
— maculata Willd. . . . .	125	— alha L. X P. trémula Krause . . . . .	147
Melandrium sp. . . . .	6	— canadensis Burgsd. . . . .	147
— alhum (Mill.) Garcke. . . . .	6, 130	— canescens Sm. . . . .	147
— pratense Roehl. . . . .	6	— monilifera Ait. . . . .	147
— rubrum (Weig.) Garcke. . . . .	6	— nigra L. . . . .	140, 147
Mélica sp. . . . .	105	— nigra L. var. itálica Duror. . . . .	147
Mentka rotundifolia Huds. . . . .	59	— pyramidalis Salisb. . . . .	147
— rotundifolia Huds. var. kirsuta . . . . .	59	— trémula L. . . . .	149
— viridis L. . . . .	59	virginiana Fouger . . . . .	147
Mercurialis annua L. . . . .	178	Poterium Magnolii Spach. . . . .	133
Muscari comosum (L.) Mill. . . . .	119	— Sanguisorba L. . . . .	133
		Prangos uloptera DC. . . . .	97
		Prunus Armeniaca L. . . . .	70, 70 a
Nepeta sp. . . . .	59	— domestica L. . . . .	7 0



<i>Prunus Persica</i> (L.) Stock. . . . .	22, 70	<i>Sanguisorba minor</i> Scop. . . . .	133
<i>Quercus</i> sp. . . . .	159	— <i>minor</i> Scop. subsp. <i>Magnolii</i> Spach. . . . .	133
— <i>humilis</i> Lam. . . . .	159	<i>Satureia Calamintha</i> (L.) Scheele var. <i>montana</i> (Hoffgg. et Lk.) P. Cout. . . . .	59
— <i>lusitanica</i> Lam. . . . .	159	<i>Saxifraga granulata</i> L. . . . .	77
— <i>pedunculata</i> Ehrh. . . . .	159	<i>Schoebersia</i> sp. . . . .	99
— <i>Robur</i> L. . . . .	159	<i>Scilla Bertoloni</i> Duby . . . . .	119
<i>Ranunculus</i> sp. . . . .	175	— <i>bifolia</i> L. . . . .	119
<i>Reichardia gaditana</i> Wk. . . . .	74	— <i>campanulata</i> Ait. . . . .	41
<i>Rhagadiolus edulis</i> Gaertn. . . . .	74	— <i>festalis</i> Salisb. . . . .	119
— <i>stellatus</i> (L.) Gaertn. var. <i>edulis</i> (Gaertn.) DC. . . . .	74	— <i>hispanica</i> Mili. . . . .	41
<i>Rkamnus Alaternus</i> L. . . . .	55a, 60	— <i>italica</i> L. . . . .	119
— <i>Frangula</i> L. . . . .	31	— <i>maritima</i> L. . . . .	119
<i>Rhododendron ponticum</i> L. var. <i>bœticum</i> Bss. et Reut. . . . .	157	— <i>nonscripta</i> Hoffgg. et Lk. var. <i>cernua</i> L. >. . . . .	119
<i>Ricinus communis</i> L. . . . .	167	— <i>pumila</i> Brot. . . . .	119
— <i>spectabilis</i> Blume . . . . .	167	<i>Scirpus lacustre</i> L. . . . .	179a
<i>Rosa</i> sp. (cult.) . . . . .	131	— <i>maritimus</i> L. . . . .	120
— <i>alha</i> L. . . . .	131	<i>Scrophularia</i> sp. . . . .	121
— <i>canina</i> L. . . . .	131	— <i>ebulifolia</i> Hoffgg. et Lk. . . . .	121
— <i>ceutifolia</i> L. . . . .	131	— <i>grandiflora</i> DC. . . . .	121
— <i>scandens</i> Brot. . . . .	131	— <i>Herminii</i> Hoffgg. et Lk. . . . .	121
— <i>sempervirens</i> L. . . . .	131	— <i>sambueifolia</i> L. . . . .	121
<i>Rubus</i> sp. . . . .	132, 134	— <i>Scorodonia</i> L. . . . .	11
— <i>amœnus</i> Port. . . . .	134	— <i>sublyrata</i> Brot. . . . .	121
— <i>bifrons</i> Vent. . . . .	134	<i>Seeale cereale</i> L. . . . .	38
— <i>discolor</i> Wk. . . . .	132, 134	<i>Senecio</i> sp. . . . .	164
— <i>fruticosus</i> L. . . . .	134	— (Cineraria) <i>cruentum</i> DC. . . . .	164
— <i>Idaeus</i> L. . . . .	134	— <i>gallicus</i> Chaix. . . . .	164
— <i>plicatus</i> Weike et Nees var. <i>lusi-tanicus</i> Samp. . . . .	134	— <i>mikanioides</i> Ott. . . . .	170
— <i>Questierii</i> Lefév. et Muell. . . . .	132	— <i>praealtum</i> Bert. var. <i>foliosi</i> (Salzm.). . . . .	164
— <i>ulmifolius</i> Schott. . . . .	132, 134	— <i>scandens</i> Buch.-Ham. . . . .	164
— <i>ulmifolius</i> Schott, subsp. <i>rusti-canus</i> Merc. var. <i>attenuatus</i> . . . . .	134	— <i>vulgaris</i> L. . . . .	164
— <i>ulmifolius</i> Schott, subsp. <i>rusti-canus</i> Merc. var. <i>contractus</i> . . . . .	132, 134	<i>Setaria verticillata</i> (L.) Beauv. . . . .	31
<i>Rumex</i> sp. . . . .	117	<i>Silene Cucubalus</i> Wibel . . . . .	10, 95, 10a
— <i>Acetosa</i> L. . . . .	117	— <i>inflata</i> Sm. . . . .	10, 95
— <i>Acetosa</i> L. var. <i>australis</i> . . . . .	92	— <i>nicaeensis</i> All. . . . .	123
— <i>arifolius</i> All. . . . .	117	— <i>venosa</i> (Gilib.) Asch. . . . .	10, 95, 10a
— <i>buecephalophorus</i> L. . . . .	11	<i>Smyrnum Olusatrum</i> L. . . . .	80, 80a
— <i>montanus</i> Desf. . . . .	117	<i>Sonchus</i> sp. . . . .	82
— <i>obtusifolius</i> L. . . . .	117	— <i>arvensis</i> L. . . . .	81, 165
— <i>pulcher</i> L. . . . .	117	— <i>maritimus</i> L. . . . .	81
— <i>scutatus</i> L. . . . .	76, 92	— <i>oleraceus</i> L. . . . .	81, 82, 165
— <i>spinosa</i> L. . . . .	117	<i>Sorbus Aucuparia</i> L. . . . .	139
<i>Salix</i> sp. . . . .	153	<i>Sorghum halepense</i> Pers. . . . .	72
— <i>alha</i> L. var. <i>vitellina</i> L. . . . .	153	<i>Spartium junceum</i> L. . . . .	124
— <i>atro-cinerea</i> Brot. . . . .	151	<i>Spergula arvensis</i> L. . . . .	83
— <i>cinerea</i> L. var. <i>atro-cinerea</i> (Brot.) Samp. . . . .	151	<i>Statice sinuata</i> L. . . . .	107
— <i>fragilis</i> L. var. <i>decepiens</i> (Hoffgg.) Koch. . . . .	146	<i>Stellaria graminea</i> L. . . . .	6
— <i>vitellina</i> L. . . . .	153	— <i>media</i> (L.) Cyr. . . . .	6
<i>Salsola Soda</i> L. . . . .	118	<i>Sueda</i> sp. . . . .	99
		<i>Taraxacum officinale</i> Weber . . . . .	85
		— <i>vulgare</i> Schrank. . . . .	85
		<i>Teucrium Scorodonia</i> L. . . . .	4

<i>Tkesium divaricatum</i> Jan. . . . .	86	<i>Uropetalum serotinum</i> Ker.-Gawl.	119
<i>Thrinicia grumosa</i> Brot. . . . .	53, 169		
			177
		<b>Vasconcellia (Vasconcellosia) bas-</b>	<b>166</b>
			103
	138, 139	— <i>birsuta</i> (L.) Gray . . . . .	103
			103
<i>Trigonella Fcenum-graecum</i> L. . . . .	93	<i>Vigna</i> Catjang Walp. var. <i>mona-</i>	94
<i>Triticum aestivum</i> L. subsp. <i>durum</i>		— <i>sinensis</i> Endl. var. <i>monachalis</i>	94
(Desf.) Thell. . . . .	45		90
— <i>mstivum</i> L. subsp. <i>vulgare</i> Vill.	45, 46, 87	<i>Vinca difformis</i> Pourr. . . . .	90
			90
- <i>vulgare</i> Vill. . . . .	45, 46, 87	— <i>media</i> Hoffgg. et Lk.	90
— <i>vulgare</i> Vill. subsp. <i>durum</i> (Desf.)		<i>Vincetoxicum nigrum</i> Moenck.	158
			158
		— <i>purpurascens</i> Morr. et Dcene. . . . .	158
			91
<i>Umbilicus erectus</i> DC. . . . .	176		174
— <i>pendulinus</i> DC. . . . .	88, 176	<i>Vulpia geniculata</i> Lk. . . . .	38, 45 a
<i>Urachne parviflora</i> Trin. . . . .	67	— <i>Myurus</i> Gmel. . . . .	45
<i>Xlrginea maritima</i> (L.) Back. . . . .	119		58

**CORRIGENDA**



SUR LA CARYOLOGIE  
DE *WELWITSCHIA MIRABILIS* HOOK. F.

*par*

ABÍLIO FERNANDES

INTRODUCTION

DANS son étude sur la microsporogénèse de *Welwitschia mirabilis*, PEARSON (1909) essaya de déterminer le nombre chromosomique de cette espèce. De ses observations, il conclut que le nombre gamétique des chromosomes doit être compris entre 22 et 26 et croit que 25 en est le chiffre exact. Cependant, et malgré cela, l'auteur représente, dans sa fig. 5, Pl. 22, une métaphase de la division homéotypique, où l'on trouve 21 chromosomes.

Le nombre indiqué par PEARSON (1909) paraissant être inexact, FLORIN (1932) s'est efforcé de le déterminer rigoureusement. En observant des plaques équatoriales du méristème radiculaire, cet auteur a été amené à conclure que le nombre zygotique est de 42, en accord avec le nombre gamétique 21, figuré par PEARSON dans la métaphase de la division homéotypique déjà mentionnée.

FLORIN, toutefois, a travaillé sur un matériel insuffisant et n'a pas rencontré de plaques équatoriales offrant tous les chromosomes dans une même coupe. C'est pourquoi il a été obligé, pour faire les numérations, de combiner les images de la même métaphase existant dans deux ou trois coupes successives. Comme on le sait très bien, les chromosomes d'une certaine plaque, quand les coupes sont trop minces, courent le risque d'être coupés par le rasoir du microtome et, de cette façon, les deux métaphases présentées par FLORIN pourraient donner naissance à des doutes sur l'exactitude du nombre établi.

Les choses étant ainsi, le présent travail a été tout d'abord entrepris dans le but d'obtenir confirmation ou infirmation du nombre établi par FLORIN. En même temps, deux autres questions se sont présentées à notre esprit:

1) Les études de PEARSON (1906 et 1909) ont fait connaître le développement du sac embryonnaire et les remarquables phénomènes de la fécondation chez *Welwitschia*. D'après cet auteur, les tubes du sac embryonnaire possèdent plusieurs noyaux (de deux à six). Normalement, ces noyaux ne se fusionnent pas, contrairement à ce qui arrive pour les noyaux des compartiments de la région inférieure, mais, dans certains cas, an *entirely similar fusion of all nuclei of an embryo-sac-tube may exceptionally occur* (PEARSON, 1909, p. 35u). Ces faits sont mis hors de doute par l'analyse des figures de PEARSON 30A et 30B, Pl. 25.

L'observation de la figure 31, Pl. 25 du même auteur, qui représente l'extrémité d'un tube du sac embryonnaire prêt à être fécondé, met en évidence trois noyaux femelles séparés. Le noyau moyen présente deux nucléoles, ce qui paraît indiquer qu'il s'agit d'un noyau diploïde, puisque *Welwitschia mirabilis* possède, à l'état haploïde, un seul chromosome satellitifère. Si cette interprétation était exacte, nous pourrions dire que, dans certains tubes, il se produit une fusion partielle des noyaux dont il résulterait, dans le même tube, des noyaux haploïdes et polyploïdes.

S'il en était ainsi, il y aurait chez *Welwitschia* trois espèces de tubes : 1) ceux qui n'ont que des noyaux haploïdes (les plus fréquents); 2) ceux qui ont des noyaux haploïdes et des noyaux polyploïdes; 3) ceux qui ont un seul noyau provenant de la fusion de tous les autres. Si ces trois catégories de tubes existaient dans la réalité et si les noyaux polyploïdes pouvaient être fécondés et engendrer des embryons susceptibles de se développer, *Welwitschia mirabilis* serait une plante extraordinairement favorable à l'établissement de formes polyploïdes.

D'autre part, les expériences de beaucoup d'auteurs (SAKAMURA, 1916; BORGSTAM, 1922; DE MOL, 1921, 1923, 1929, 1933, 1934 a, b, 1936; BELLING, 1925; MICHAELIS, 1926, 1928; STOW,

1927; HEILHORN, 1930; CAMARA, 1935,1936; SAX, 1936; etc.) ont montré que nombre de plantes soumises à l'action de variations de température pendant les divisions de réduction présentent des anomalies dans le cours de ces divisions. Cependant, les plantes ne sont pas toutes également sensibles à l'action des variations de température, puisque l'on en a découvert qui ne sont nullement influencées. Dans le cas des plantes sensibles, les anomalies se traduisent par la formation de gamètes anormaux parmi lesquels on peut rencontrer, en dehors d'autres types, des gamètes diploïdes ou même tétraploïdes. De la fusion des gamètes haploïdes avec les polyploïdes et de la fusion des gamètes polyploïdes entre eux, il résultera les diverses formes polyploïdes.

On comprend ainsi que l'action de la température pourra être un facteur important pour l'établissement de formes polyploïdes, puisque ce qui arrive dans les expériences de laboratoire se produit également dans les conditions naturelles, ainsi que le montrent très bien les travaux de HAGERUP (1927, 1932, 1933) et d'autres auteurs.

Comme il est bien connu, *Welwitschia mirabilis* se trouve dans la région la plus aride du littoral du sud-ouest de l'Afrique, particulièrement dans les déserts de Mossâmedes et Kaokoveld. De cette façon, les plantes sont soumises, dans leurs conditions naturelles, à des variations de température considérables. Bien que nous n'ayons pas de données rigoureuses, nous estimons que, pendant la nuit, la température approche 10° C, tandis que vers les 14 heures elle doit dépasser 60° C. Si donc les divisions de réduction de *Welwitschia* sont influencées par les variations de température, cette plante se trouvera dans des conditions très favorables pour la production de gamètes polyploïdes et, par conséquent, pour l'établissement de formes polyploïdes.

Etant donnés les phénomènes que nous avons rapportés à propos des tubes du sac embryonnaire et les conditions spéciales de température dans lesquelles *Welwitschia* se développe, nous avons pensé que les plantes normales diploïdes de cette espèce avaient toutes les conditions pour produire un nombre élevé de formes polyploïdes. En est-il ainsi dans la réalité?

Z) *Welwitschia mirabilis* peut être considérée comme une plante dioïque, puisque l'ovule de la fleur mâle ne développe jamais de sac embryonnaire. Des hétérochromosomes ayant été identifiés dans presque toutes les plantes dioïques (voir CORRENS, 1928), il serait intéressant d'étudier cette espèce à ce point de vue.

### MATÉRIEL ET TECHNIQUE

Ayant reçu un paquet contenant quelques centaines de graines de *Welwitschia*, recueillies à Mossâmedes (Angola), M. le Prof. i. w. CARRISSO, Directeur de l'Institut Botanique, a aimablement mis toutes ces graines à notre disposition (1). Les graines ont été semées dans des pots contenant un sol sablonneux humide et mises dans la serre. Malheureusement, la plupart des graines n'ont pas germé et nous n'avons obtenu que 47 plantules (2).

Chacune de ces plantules nous a fourni le point végétatif de la racine principale, que nous avons utilisé dans nos recherches. Les préparations ont été obtenues par les trois techniques suivantes:

1. Fixation au liquide de La Cour **2BE**. et coloration au violet de gentiane;
2. Fixation au liquide de Navachine (modification de Bruun) et coloration au violet de gentiane ;
3. «Kochmethode» de Heitz.

Toutes ces techniques nous ont donné satisfaction; cependant, la fixation au liquide de La Cour **2BF** s'est révélée meilleure que celle au liquide de Navachine.

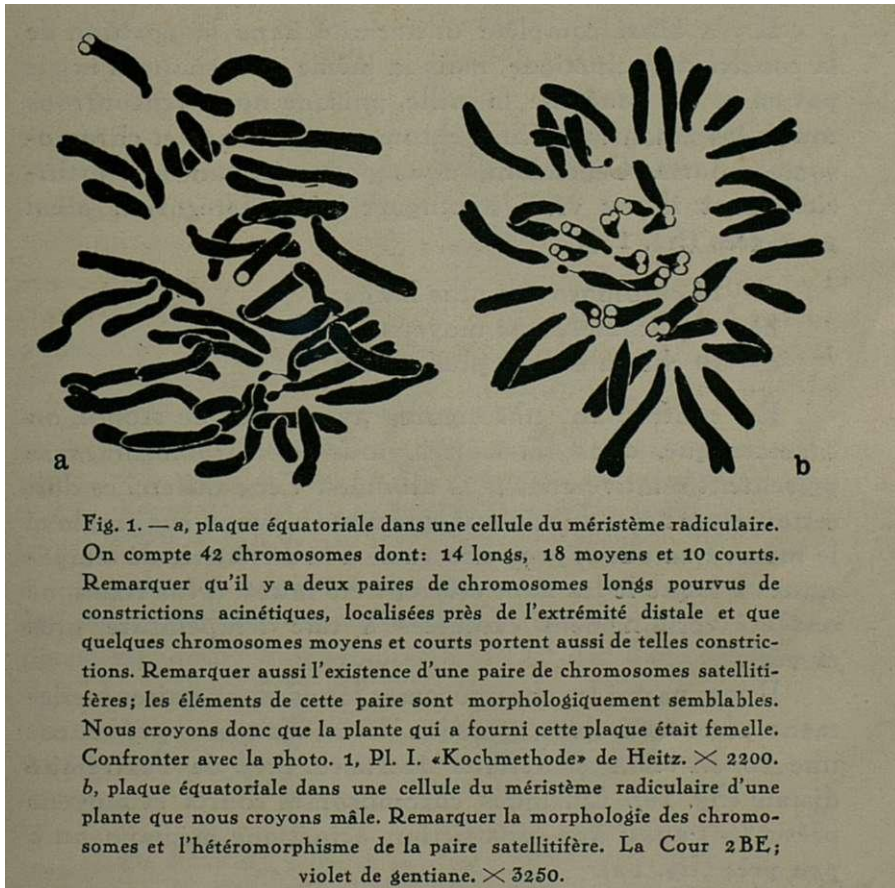
(1) Nous exprimons nos vifs remerciements à M. le Prof. L. W. CARP-ISSO pour le don de ce matériel qui a rendu possible le présent travail.

(2) Le nombre de plantules est trop petit pour résoudre le problème de la fréquence de la polyploidie que nous avons envisagé. Étant donné que nous n'aurons pour le moment aucune chance d'obtenir davantage de matériel, nous sommes décidés à publier les résultats actuels, en attendant que l'avenir nous offre l'opportunité d'obtenir un matériel suffisant.



## OBSERVATIONS ET DISCUSSION

L'examen de nombreuses plaques équatoriales nous a montré que les exemplaires diploïdes de *Welwitschia mirabilis* possèdent 42 chromosomes somatiques (fig. 1 a, b, et photo. 1, Pl. I). Nos observations confirment donc le nombre



établi par FLORIN (1932) et montrent que déjà PEARSON (1909) avait dessiné rigoureusement, dans sa fig. 5, Pl. 22, le nombre haploïde de cette espèce.

Au point de vue de la morphologie, tous les chromosomes sont céphalobrachiaux (*rod-shaped*) à constriction cinétique presque terminale. Les chromosomes deviennent

beaucoup moins épais vers l'extrémité proximale et montrent une tête minuscule à la base de laquelle doit être située la constriction cinétique (fig. 1 a, b). A l'anaphase, tous les chromosomes se présentent droits et tournent leurs extrémités proximales vers les pôles. Ce fait montre aussi que la constriction cinétique est localisée tout près de l'extrémité.

Il y a ainsi complète uniformité dans la position de la constriction cinétique, mais la même uniformité n'existe pas en ce qui concerne la taille, puisque nous rencontrons toutes les gradations entre chromosomes longs et chromosomes courts. Cependant, nous pourrions, un peu artificiellement il est vrai, distinguer trois catégories, ainsi partagées (fig. 1a):

- a) 14 chromosomes plus longs ;
- b) 18 chromosomes moyens ;
- c) 10 chromosomes plus courts.

En confrontant nos figures avec celles de FLORIN, on constate que, dans les nôtres, tous les chromosomes se présentent relativement plus allongés. Cette différence doit certainement être due au fait que nous n'avons pas employé le même fixateur et peut-être aussi à la différence de température à laquelle les fixations ont été faites. (Nos fixations ont été certainement exécutées à une température plus élevée).

Il y a, parmi les chromosomes longs, deux paires facilement reconnaissables, puisque leurs éléments présentent une constriction acinétique localisée près de l'extrémité distale (fig. 1a). Quelques chromosomes courts et moyens présentent aussi une constriction acinétique médiane ou à peu près (fig. 1 a).

Comme la plupart des plantes, *Welwitschia* possède aussi une paire de chromosomes satellitifères. Ces chromosomes sont ceux qui élaborent les nucléoles; ainsi, au début de la télophase, chacun des noyaux-fils montre deux nucléoles (fig. 2 et photo. 4, Pl. I) qui peuvent se fusionner pendant les stades ultérieurs ou, plus rarement, rester séparés. La paire satellitifère étant la plus facile à identifier, elle a

tandis que l'autre est un chromosome court (figs. 10 et 4 a, 6). particulièrement retenu notre attention et elle nous a révélé un fait très intéressant: *il y a, chez Welwitschia mirabilis, deux types de plantes distinctes au point de vue de la constitution de cette paire.*

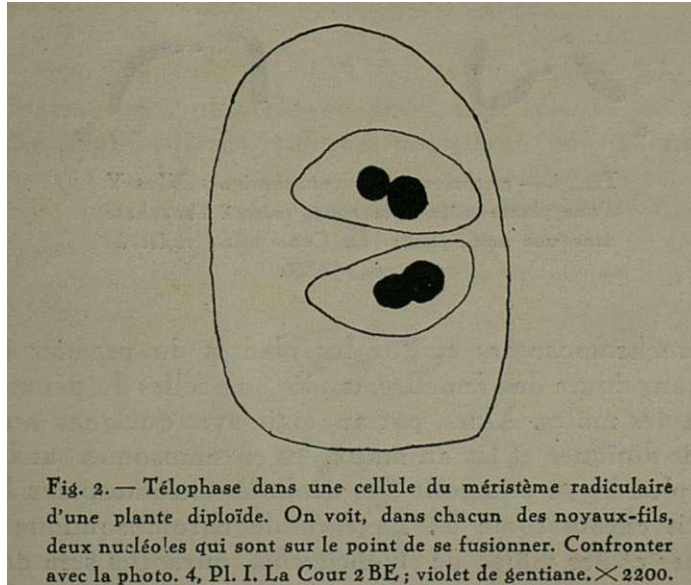


Fig. 2. — Télaphase dans une cellule du méristème racinaire d'une plante diploïde. On voit, dans chacun des noyaux-fils, deux nucléoles qui sont sur le point de se fusionner. Confronter avec la photo. 4, Pl. I. La Cour 2 BE; violet de gentiane.  $\times 2200$ .

Le premier type est constitué par les plantes qui ont les deux éléments morphologiquement semblables. Cette paire est donc boméomorphique et les deux éléments

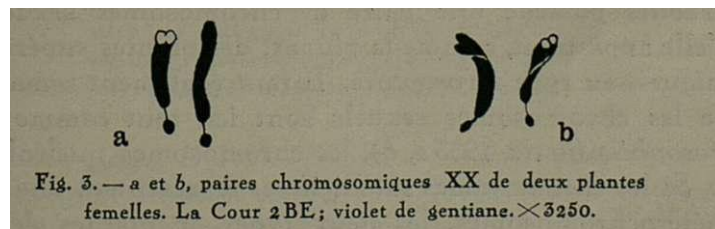


Fig. 3. — a et b, paires chromosomiques XX de deux plantes femelles. La Cour 2 BE; violet de gentiane.  $\times 3250$ .

peuvent être classés dans la catégorie des chromosomes longs (figs. 1a et 3a, b).

Le deuxième type est constitué par les plantes chez qui cette paire est hétéromorphique: l'un des éléments étant un chromosome long morphologiquement semblable au chromosome que nous trouvons dans les plantes du premier type,

Comme nous avons étudié les plantes à l'état de germination, nous n'avons pas pu déterminer leur sexe. Cependant, étant donné que dans la plupart des plantes hétérophytiques la femelle est homogamétique et le mâle hétérogamétique, nous croyons que cette paire représente une paire

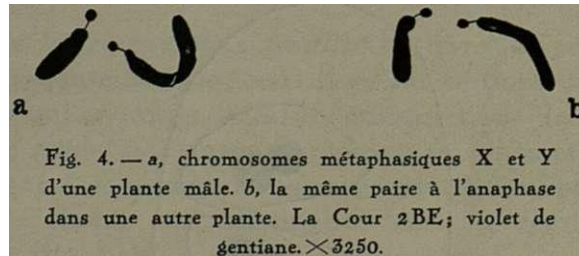


Fig. 4. — *a*, chromosomes métaphasiques X et Y d'une plante mâle. *b*, la même paire à l'anaphase dans une autre plante. La Cour 2BE; violet de gentiane.  $\times 3250$ .

d'hétérochromosomes et que les plantes du premier type sont sans doute des femelles, tandis que celles du deuxième seront des mâles. Alors, par analogie avec quelques autres plantes dioïques et les animaux, les chromosomes satellitifères plus longs pourront être dénomés chromosomes X et le petit chromosome Y. La formule chromosomique des femelles et des mâles de *Welwitschia mirabilis* sera donc:

$$\text{♀ } 40\text{A} + \text{XX}; \text{ ♂ } 40\text{A} + \text{XY}$$

S'il en est ainsi, nous pourrions dire que *Welwitschia mirabilis* possède une paire de chromosomes sexuels et qu'elle appartient, comme la plupart des plantes supérieures dioïques, au type *Drosophila*. Il faut également remarquer que les chromosomes sexuels sont ici, tout comme chez *Drosophila* (HEITZ, 1933 a, b), les chromosomes nucléolaires.

Si les chromosomes satellitifères représentent une paire d'hétérochromosomes, les deux types de plantes devront apparaître sensiblement dans la proportion 1:1. Malheureusement, nous n'avons pas pu étudier les 47 plantes, puisque l'analyse des plaques équatoriales de ce point de vue s'est montré fort difficile et nous n'avons réussi à observer les chromosomes satellitifères que dans un nombre restreint de plantules.

Les résultats obtenus laissent ainsi franchement entrevoir l'existence de chromosomes sexuels. Malheureusement, le manque de matériel nous a empêché d'étudier les divisions réductrices, qui nous auraient certainement permis de confirmer et élargir les résultats obtenus à présent par l'observation des chromosomes somatiques.

\*

Parmi les 47 plantules étudiées, nous n'en avons trouvé qu'une seule (plante 10) ne possédant pas le nombre

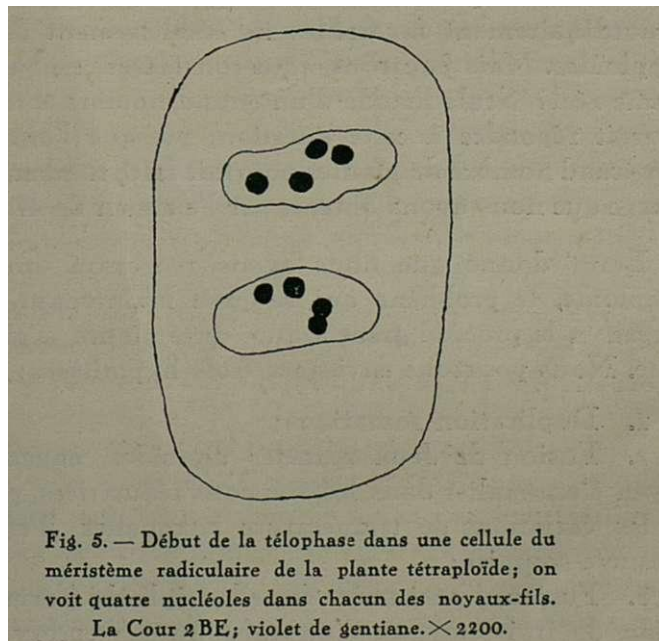


Fig. 5. — Début de la télophase dans une cellule du méristème racinaire de la plante tétraploïde; on voit quatre nucléoles dans chacun des noyaux-fils.  
La Cour 2BE; violet de gentiane.  $\times 2200$ .

chromosomique diploïde. Nous avons trouvé, dans les plaques équatoriales de cette plante, 84 chromosomes (photo. 3, Pl. I), ce qui nous a révélé qu'elle était tétraploïde. La tétraploïdie a été confirmée par l'observation du nombre de nucléoles des noyaux au début de la télophase: le nombre maximum que nous avons trouvé a été de 4 (fig. 5 et photos. 5 et 6, Pl. I), c'est à dire le double de celui qui nous apparaît dans les formes diploïdes.

Quant à la fréquence de la polyplôïdie, nous ne pouvons

pas encore émettre de conclusions définitives, puisque le nombre des plantes étudiées est fort petit.

M. NAVACHINE (1926), étudiant 4000 individus de *Crépis tectorum*, a trouvé 5 plantes tétraploïdes, ce qui donne un pourcentage de 0,125 %. En nous basant sur nos résultats actuels, il semble que la fréquence de la tétraploïdie soit bien plus élevée chez *Welwitschia mirabilis*, puisque nous avons obtenu un pourcentage de 2,127 %, beaucoup plus grand que celui de *Crépis tectorum*.

Si nous admettons la réalité de ce pourcentage, nous pourrions dire que *Welwitschia* possède des conditions extraordinairement favorables à l'établissement de formes polyploïdes. Mais pourrions-nous considérer ce pourcentage comme réel? Seule l'étude d'un grand nombre d'individus pourrait répondre à cette question, puisque l'observation d'un grand nombre de plantes pourrait faire tomber le pourcentage que nous avons obtenu par l'examen de 47 plantes.

Etant donné que nous avons rencontré une plante tétraploïde, le problème qui se pose maintenant c'est de rechercher le procédé grâce à quoi cette plante a pris naissance. Nous pourrions envisager trois hypothèses:

1. Duplication somatique;
2. Fusion de deux gamètes diploïdes, engendrés au moyen d'anomalies dans les divisions réductrices, produites par les variations de température auxquelles *Welwitschia* se trouve soumise;
3. Fusion d'un gamète femelle triploïde (formé par la fusion de trois noyaux d'un tube du sac embryonnaire) avec un noyau mâle haploïde.

Quant à la première hypothèse, nous devons remarquer que la racine de la plante 10 était complètement tétraploïde, puisque nous n'avons pas réussi à observer de cellule diploïde. Si donc la plante a été engendrée par duplication somatique, ce phénomène aurait pu seulement avoir lieu dans la première division du zygote.

En soumettant les inflorescences femelles fécondées de *Zea mays* à une température de 43° C. pendant une demi-

-heure, justement au temps où a probablement lieu la première division du *zygote*, RANDOLPH (1932) [cité d'après SHARP (1934) et SAX (1936)] a obtenu des plantes tétraploïdes de cette espèce. Le même résultat a été acquis par DORSEY (1936) avec le blé et le seigle. Il semble donc, d'après ces expériences, que la duplication zygotique peut avoir lieu fréquemment. Alors, étant données les conditions spéciales de température du milieu qu'entoure *Welwitschia*, la plante que nous avons trouvée pourrait peut-être avoir eu une telle origine.

Nous ne croyons pas que le deuxième procédé soit responsable de l'apparition de la tétraploïdie, pour la raison suivante: — En 1929, nous avons recueilli à Mossâmedes quelques inflorescences mâles de *Welwitschia*. Ces inflorescences ayant été conservées dans l'alcool à 95°, nous avons pu examiner les tétrades et le pollen de ces fleurs. Tout d'abord, nous avons constaté que les divisions réductrices suivent leur cours pendant les heures les plus chaudes du jour, puisque les inflorescences ramassées vers les 12 heures montraient tous les stades de ces divisions. Malgré cela, nous avons constaté que toutes les tétrades étaient normales (photo. 7, Pl. I) et que le pollen de toutes les inflorescences était bien conformé (photo. 8, Pl. I).

Ces faits montrent donc que les divisions de réduction chez *Welwitschia* ne doivent pas être influencées par les variations de température, puisque si ces divisions étaient anormales, nous devrions voir apparaître des tétrades anormales (monades, dyades, tryades, etc.) et des grains de pollen mal conformés. Cela n'étant pas, nous croyons que les divisions de réduction sont normales et, par conséquent, que la plante tétraploïde n'a pas été engendrée par le deuxième procédé.

Tout comme le premier, le troisième procédé, c'est à dire la fusion d'un noyau femelle triploïde avec un noyau mâle baploïde, nous semble aussi vraisemblable, peut-être même plus vraisemblable que le premier. Mais prendre parti entre les deux n'est pas possible.

### RÉSUMÉ ET CONCLUSIONS

Nos observations sur la caryologie de *Welwitschia mirabilis* peuvent être ainsi résumées:

1) Le nombre chromosomique diploïde de *Welwitschia* est de **42**. Nos observations confirment donc les numérations de FLORIN (1932) et montrent que déjà PEARSON (1909) avait figuré correctement le nombre chromosomique haploïde.

2) Tous les chromosomes de *Welwitschia* sont du type céphalobrachial; cependant, la tête est minuscule et parfois très difficile à distinguer. Quelques chromosomes possèdent des constriction acinétiques. Il n'y a pas d'uniformité dans la taille des chromosomes, toutes les gradations existant des chromosomes longs aux chromosomes courts.

3) Il y a, parmi les **42** chromosomes, une paire pourvue de satellites. Chez quelques plantes, cette paire est constituée par deux éléments longs morphologiquement semblables. Chez d'autres, elle se compose de deux éléments inégaux: un plus grand semblable à celui qui se trouve chez les plantes du premier type et un autre beaucoup plus petit. Nous croyons donc que la paire satellitifère correspond à une paire d'hétérochromosomes et que les plantes du premier type sont des femelles, tandis que celles du deuxième sont des mâles. La formule chromosomique de ces deux catégories de plantes sera donc:

$$? \mathbf{40A} + XX; \$ \mathbf{40A} + XY.$$

4) Nous avons rencontré une plante tétraploïde parmi les **47** examinées. L'apparition d'une telle plante semble peut-être montrer que la polyploïdie est fréquente chez *Welwitschia*. Cependant, nous émettons cette opinion sous toute réserve, car le nombre de plantes examinées est fort petit.

5) Les divisions réductrices chez *Welwitschia* semblent avoir lieu d'une façon entièrement normale, malgré les variations considérables de température auxquelles les plan-



tes sont soumises dans leurs conditions naturelles. Pour cette raison, nous ne croyons pas que la plante tétraploïde trouvée ait été produite par la fusion de deux gamètes diploïdes, formés par suite d'anomalies dans les divisions de réduction.

Nous croyons plutôt qu'elle a été engendrée par l'un des deux procédés suivants:

a) duplication somatique pendant la première division du zygote;

b) fusion d'un noyau femelle triploïde, formé par la fusion de trois noyaux d'un tube du sac embryonnaire, avec un noyau mâle haploïde.

Il n'est pas possible, dans l'état de nos connaissances, de décider entre ces deux procédés.

#### BIBLIOGRAPHIE

- BEIXING, J. 1925. The origin of chromosomal mutations in *Uvularia*. *Jour. Genet.*, 18, 245-266.
- BORGENSTAM, E. 1922. Zur Zytologie der Gattung *Syringa* nebst Erörterungen über den Einfluss äusserer Faktoren auf die Kernteilungsvorgänge. *Ark. f. Bot.* 17.
- CÂMARA, A. S. DA. 1935. Efeitos das temperaturas elevadas sobre os cromosomas meióticos do *Aloe arborescens* L. *Ävvsra Agronómica*, a 3, 280-318.
- 1936. Elementos para o estudo da indução de poliploides no trigo. *Anais do Instituto Superior de Agronomia*, 7, 214-233.
- CORRENS, C. 1928. Bestimmung, Vererbung und Verteilung des Geschlechtes bei den höheren Pflanzen. *Handbuch der Vererbungwis.*, aC, 1-138.
- DORSEY, E. 1936. Induced polyploidy in wheat and rye. *Jour. Hered.*, 2,7,155-160.
- FLORIN, R. 1932. Die Chromosomenzahlen bei *Welwitschia* und einigen *Ephedra*-Arten. *Svensk. Bot. Tidskr.*, Z6, 205-214.
- HAGERUP, O. 1927. *Empetrum hermaphroditum* (Lge.) Hagerup a new tetraploid bisexual species. *Dansk. Bot. Arkiv*, 5, 1-17.
- 1932. Über Polyploidie in Beziehung zu Klima, Ökologie und Phylogenie. Chromosomenzahlen aus Timbuktu. *Hereditas*, 16, 19-40.
- 1933. Studies in polyploid ecotypes in *Vaccinium uliginosum* L. *Hereditas*, 18, 122-128.
- HEILHORN, O. 1930. Temperatur und Chromosomenkonjugation. *Sv. Bot. Tidskr.*, a 4, 12-25.
- HEITZ, E. 1933a. Über totale und partielle somatische Heteropyknose, sowie strukturelle Geschlechtschromosomen bei *Drosophila funebris*. (Cytologische

- Untersuchungen an Dipteren II). *Zeits. Zellforsch, mikros. Anat.*, 19, 720-742.
- HEITZ, E. 1933b. Die somatische Heteropyknose bei *Drosophila melanogaster* und ihre genetische Bedeutung. (Cytologische Untersuchungen an Dipteren III). *Zeits. Zellforsch, mikros. Anat.*, 20, 237-287.
- MICHAELIS, P. 1926. Über den Einfluss der Kälte auf die Reduktionsteilung von *Epilobium*. *Planta*, 1.
- 1928. Über die experimentelle Erzeugung heteroploider Pflanzen bei *Epilobium* und *Oenothera*. *Biol. Zentralbl.*, 48, 370-374.
- MOL, W. E. DE. 1921. On the influence of circumstances of culture on the habitus and partial sterility of the pollen grains of *Hyacinthus orientalis*. *Kon. Akvan Wetensch., Proc.*, 23.
- 1923. Duplication of generative nuclei by means of physiological stimuli and its significance. *Genética*, 5, 225-272.
- 1929. The originating of diploid and tetraploid pollen grains in *Due van Thol-Tulips (Tulipa suaveolens)* dependent on the method of culture applied. *Genética*, 11, 119-212.
- 1933. Die Entstehungsweise anormaler Pollenkörner bei Hyazinthen, Tulpen und Narzissen. *Cytologia*, 5, 31-65.
- 1934a. Näheres über das Vorfinden nebst dem experimentellen Hervorrufen mehrchromosomiger und embryosackartiger Pollenkörner bei diploiden und heteroploiden holländischen Hyazinthenvarietäten. *Cytologia*, 5, 204-229.
- 1934b. Drei aufeinanderfolgende Jahre der Mutation und Modifikation bei Hyazinthen, nach kalten Aufbewahren während des Zellteilungsprozesses zur Blütenbildung. *La Cellule*, 43, 131-146.
- 1936. Untersuchungen über den Einfluss der Temperatur auf das Entstehen von Modifikationen und Mutationen bei niederländischen Hyazinthenvarietäten. *Die Gartenbauwissenschaft*, 10, 184-214.
- NAVACHINE, M. 1926. Variabilität des Zelllerns bei *Crepis*-Arten in bezug auf die Artbildung. *Zeits. Zellforsch, mikros. Anat.*, 4, 171-215.
- EARSON, H. H. W. 1906. Some observations on *Welwitschia mirabilis* Hooker f. *Phil. Trans. R. Soc. London*, Ser. B, 198, 265-304.
- 1909. Further observations on *Welwitschia*. *Phil. Trans. R. Soc. London*, Ser. B, 200, 331-402.
- 1929. *Gnetales*, Cambridge.
- SAKAMURA, T. 1916. Über die Beeinflussung der Zell- und Kernteilung durch die Chloralisierung mit besonderer Rücksicht auf das Verhalten der Chromosomen. *Bot. Mag. Tokyo*, 30.
- SAX, K. 1935. The effect of temperature on nuclear differentiation in microspore development. *Jour. Arnold Arboretum*, 16, 301-310.
- 1936. The experimental production of polyploidy. *Jour. Arnold Arboretum*, 17, 153-159.
- SHARP, L. W. 1934. *Introduction to cytology*. McGraw-Hill book Company, Inc. New York and London.
- STOW, I. 1927. A cytological study on pollen sterility in *Solanum tuberosum* L. *Jap. Journ. Bot.*, 3.

# EXPLICATION DE LA PLANCHE



## PLANCHE I

- Photo. 1.**—Microphotographie de la plaque équatoriale représentée dans la fig. 1a. «Kochmethode» de Heitz.
- Photo. 2.**—Plaque équatoriale dans une cellule du méristème racinaire d'une plante mâle. La flèche indique le chromosome Y. La Cour 2BE; violet de gentiane.
- Photo. 3.**—Plaque équatoriale dans une cellule du méristème racinaire de la plante tétraploïde (plante 10). La Cour 2BE; violet de gentiane.
- Photo. 4.**—Microphotographie de la telophase représentée schématiquement dans la fig. 2. On voit, dans chacun des noyaux-fils, deux nucléoles qui sont sur le point de se fusionner. La Cour 2BE; violet de gentiane.
- Photos. 5 et 6.**—Noyaux télophasiques de cellules du méristème racinaire de la plante tétraploïde. On voit, assez nettement, quatre nucléoles. La Cour 2BE; violet de gentiane.
- Photo. 7.**—Tétrades polliniques de fleurs conservées dans l'alcool à 95° depuis 1929. On peut remarquer, malgré la mauvaise fixation, que toutes les tétrades sont normales. Carmin-acétique.
- Photo. 8.**—Grains de pollen de fleurs conservées dans l'alcool à 95° depuis 1929. On peut remarquer que tous les grains sont bien conformés. Carmin-acétique.

