

**Zeitschrift:** Archives des sciences [1948-1980]  
**Herausgeber:** Société de Physique et d'Histoire Naturelle de Genève  
**Band:** 13 (1960)  
**Heft:** 4

**Artikel:** Les méthodes d'éclaircissement en vascularisation et en morphogénie végétales comparées  
**Autor:** Bersier, J.-D. / Bocquet, G.  
**DOI:** <https://doi.org/10.5169/seals-738525>

### **Nutzungsbedingungen**

Die ETH-Bibliothek ist die Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften auf E-Periodica. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Zeitschriften und ist nicht verantwortlich für deren Inhalte. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern beziehungsweise den externen Rechteinhabern. Das Veröffentlichen von Bildern in Print- und Online-Publikationen sowie auf Social Media-Kanälen oder Webseiten ist nur mit vorheriger Genehmigung der Rechteinhaber erlaubt. [Mehr erfahren](#)

### **Conditions d'utilisation**

L'ETH Library est le fournisseur des revues numérisées. Elle ne détient aucun droit d'auteur sur les revues et n'est pas responsable de leur contenu. En règle générale, les droits sont détenus par les éditeurs ou les détenteurs de droits externes. La reproduction d'images dans des publications imprimées ou en ligne ainsi que sur des canaux de médias sociaux ou des sites web n'est autorisée qu'avec l'accord préalable des détenteurs des droits. [En savoir plus](#)

### **Terms of use**

The ETH Library is the provider of the digitised journals. It does not own any copyrights to the journals and is not responsible for their content. The rights usually lie with the publishers or the external rights holders. Publishing images in print and online publications, as well as on social media channels or websites, is only permitted with the prior consent of the rights holders. [Find out more](#)

**Download PDF:** 03.04.2026

**ETH-Bibliothek Zürich, E-Periodica, <https://www.e-periodica.ch>**

(10), (11) peuvent être choisies telles que les deux premiers termes des développements de ces solutions prennent toutes les valeurs possibles compatibles avec la restriction (b). Cette vérification peut être faite en effectuant à l'aide de (1) une projection sur  $V_4$  des solutions (8), (9), (10), (11) ainsi que de l'équation (b).

#### 4. Remarque.

La traduction de (8), (9), (10), (11) en quatre dimensions montre que le potentiel  $\varphi_4$  varie comme  $1/r$  à grande distance du centre, mais prend une valeur finie pour  $r = 0$ . De là résulte que l'énergie du champ électrique, obtenue en intégrant dans tout l'espace tridimensionnel la densité de l'énergie donnée par la composante  $\tau_{44}$  du tenseur de Maxwell, a une valeur finie. En théorie « naïve » équivalente à  $\alpha_{55} = \text{const.}$ , cette énergie diverge, puisque le potentiel est en  $1/r$  même pour  $r \rightarrow 0$ .

Je tiens à remercier M<sup>me</sup> M.-A. Tonnelat dont les suggestions et les conseils m'ont été précieux et le professeur A. Mercier pour l'aide qu'il m'a fournie.

1. THIRY, Y., thèse, Paris, 1951.
2. JORDAN, P., *Schwerkraft und Weltall*. Braunschweig, 1952.

### Séance du 15 décembre 1960

**J.-D. Bersier et G. Bocquet.** — *Les méthodes d'éclaircissement en vascularisation et en morphogénie végétales comparées.*

Depuis 1948, le Conservatoire botanique de la Ville de Genève a présenté en anatomie florale une série de travaux qui tous utilisent une des techniques dites d'« éclaircissement ». Les organes végétaux (les fleurs spécialement) sont rendus transparents et étudiés sous la loupe binoculaire. Les rapports entre les différents tissus sont ainsi facilement mis en évidence dans les trois dimensions. Il s'ensuit que cette technique s'applique spécialement bien à l'étude de la vascularisation et de l'organogénèse comparées (Baehni et Bonner 1948, 1949

et 1953, Bonner 1948, Vautier 1949, Bocquet 1959a, 1959b, Bocquet et Bersier 1959 et 1960, Bersier 1960, Bersier et Bocquet 1960).

Les recherches systématiques bénéficient des progrès de la morphologie et de l'anatomie. Beaucoup de travail a déjà été fait dans ce sens dès le début du XIX<sup>e</sup> siècle. Néanmoins, les récents perfectionnements des moyens optiques et les nouvelles techniques microscopiques doivent permettre aujourd'hui un travail bien plus approfondi. Il est surtout important de mettre au point des moyens d'investigation assez rapides pour que les examens soient d'une part statistiques et d'autre part comparatifs au travers de larges groupes. Seules en effet les données d'une anatomie et d'une morphologie comparées sont efficacement utilisables en systématique et à condition, pour chaque espèce, de ne pas se rapporter à des spécimens uniques.

C'est à ce besoin que répondent les techniques d'éclaircissement : leur simplicité permet de multiplier les examens. Nous avons apporté quelques améliorations à la technique originale décrite par S. Vautier (1949) et nous avons pensé qu'il était devenu nécessaire de préciser la méthode que nous employons maintenant sur une grande échelle.

#### LES DIFFÉRENTES MÉTHODES D'ÉCLAIRCISSEMENT

*Rouissage.* La plus ancienne technique employée est un rouissage en tous points semblable au rouissage des fibres textiles. Selon Gabriel et Pellissier (1936), Dutailly plongeait les organes dans une eauensemencée d'une pincée de terreau ; il laissait agir les bactéries entre 20 et 25° C jusqu'à destruction des matières albuminoïdes, amylacées et cellulosiques (voir, pour les résultats, Dutailly 1879). En fin de traitement, il ne reste que le squelette vasculaire entouré d'une gaine péricyclique. Il faut nettoyer cette gaine ainsi que les fragments de tissus périphériques non résorbés. Outre que cette opération est aléatoire, les vaisseaux jeunes ou peu lignifiés sont détruits par la fermentation.

Cette technique ne paraît avoir qu'un intérêt historique.

*Lessivage par la soude ou la potasse caustiques.* Les bases fortes décolorent les pigments, vident les cellules, rendent les tissus cellulosiques translucides. Par contre, les fibres et les vaisseaux lignifiés résistent et sont ainsi différenciés. Une coloration du bois accentue encore le contraste. L'examen se fait dans un liquide aussi réfringent

que possible, afin d'améliorer l'éclaircissement. Les préparations peuvent être conservées dans le baume du Canada.

L'action des bases fortes est énergique; il faut la contrôler prudemment pour éviter le gonflement des tissus délicats. Des résultats excellents ont été obtenus par divers auteurs: Bailey et Nast 1943 (anat. florale); Foster 1955 (scléréides); Dawson 1946; Morley 1949; Ram 1957; Rao 1957 (scléréides); Tepfer 1953.

Voici le schéma des opérations, comme nous le proposons:

- 1° Pour les spécimens séchés, hydratation dans de l'eau additionnée d'un peu de détergent, vers 90° C, assez longtemps pour un ramollissement complet.
- 2° Traitement au KOH 2 à 5% vers 50°, le temps suffisant pour obtenir un bon éclaircissement: le temps et la concentration sont à fixer selon le matériel.
- 3° Lavages à l'acide chlorhydrique 5%; à l'ammoniaque 5%; plusieurs fois à l'eau de conduite.
- 4° Dissection éventuelle sous le binoculaire.
- 5° Coloration en milieu aqueux.
- 6° Examen dans un liquide réfringent après déshydratation éventuelle: l'alcool, le xylol, le toluol, l'hydrate de chloral<sup>1</sup>, le trichloroéthylène, le lactophénol ou le chloral-lactophénol.
- 7° Montage et conservation éventuels dans le baume du Canada suivant le procédé classique, après déshydratation.

*Blanchiment par les oxydants.* Le même but peut être atteint par l'action de l'hypochlorite de sodium (NaOCl: eau de Javel commerciale, Debenham 1939); par le chlore gazeux (Cl<sub>2</sub> en solution aqueuse, Debenham 1939, ou alcoolique, Gwynne-Vaughan et Barnes 1927 et Vautier 1949); par l'eau oxygénée (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, Johansen 1940). Ici le traitement est encore plus énergique et doit être prudemment appliqué en tenant compte de la résistance et de l'épaisseur du matériel. Gabriel et Pellissier (1936) ont appliqué ce type d'éclaircissement à des organes adultes et résistants: tiges et racines. Pour l'anatomie florale, il vaut mieux éclaircir par une technique plus douce, comme le chloral-lactophénol, et ne faire intervenir le chlore ou l'eau de Javel qu'en cas de nécessité (pigmentation rebelle): on appliquera alors les

<sup>1</sup> Solution aqueuse forte selon Foster: 250 g pour 100 cc d'eau distillée.

données ci-dessous en limitant au minimum le temps d'action de l'hypochlorite.

Voici le traitement que nous proposons pour des organes résistants:

- 1° Eclaircir à l'eau de Javel étendue d'un volume d'eau et de trois d'alcool (l'alcool empêche le ramollissement des tissus). Durée variable: 1 à 10 jours, en changeant le réactif dans les traitements de longue durée.
- 2° Lavage à l'acide chlorhydrique 5%; à l'ammoniaque 5%; à l'eau de conduite plusieurs fois.
- 3° Colorations dans la masse ou par injection.
- 4° Examen dans un liquide réfringent.

*Imprégnation par un liquide réfringent.* La cellule et sa membrane deviennent lentement transparentes par imprégnation dans un liquide réfringent. L'alcool, le xylol, le toluène ont ainsi un certain pouvoir éclaircissant: on les emploie après l'action des bases ou des oxydants. Une solution de sucre a été utilisée par Okimoto (1948) pour éclaircir le fruit de l'ananas: la technique est amusante, sinon efficace. L'acide lactique a été employé avec succès par différents auteurs, en général à chaud (50° C), avec ou sans intervention d'un agent oxydant ou d'une base: Debenham 1939, Moseley 1958, Simpson 1929. L'acide lactique a tendance à gonfler les tissus; aussi préférons-nous le chloral-lactophénol qui agit selon le même principe (cf. description de la technique au chloral-lactophénol ci-dessous).

*Colorations.* En milieu aqueux, il est possible de colorer les vaisseaux ligneux par la fuchsine ammoniacale (Debenham 1939), la safranine (Foster 1955), l'hématoxyline Delafield (Ram 1957), le violet de gentiane (Vautier 1949), le vert d'iode (Gabriel et Pellissier 1936), la safranine (Morley 1949 et Tepfer 1953). Ces colorations peuvent être appliquées dans la masse ou par injections quand le matériel s'y prête (Gabriel 1937, Loiseau 1950).

## DESCRIPTION DE LA TECHNIQUE D'ÉCLAIRCISSEMENT AU CHLORAL-LACTOPHÉNOL

### *Réactifs.*

Le liquide éclaircissant est le chloral-lactophénol de Jules Amann (1899). Il est en général utile d'y ajouter quelques gouttes d'acide

chlorhydrique concentré pour dissoudre les cristaux d'oxalate de calcium, qui, par leur présence dans les tissus, gênent l'observation.

*Chloral-lactophénol d'Amann*

CLP

|                              |      |
|------------------------------|------|
| Hydrate de chloral . . . . . | 50 g |
| Acide lactique . . . . .     | 25 g |
| Acide phénique . . . . .     | 25 g |

*Chloral-lactophénol acide*

CLPA

|                                   |           |
|-----------------------------------|-----------|
| Hydrate de chloral . . . . .      | 50 g      |
| Acide lactique . . . . .          | 25 g      |
| Acide phénique . . . . .          | 25 g      |
| Acide chlorhydrique 36N . . . . . | 3 gouttes |

*Acide lactique glycérolé*

GL

|                          |       |
|--------------------------|-------|
| Acide lactique . . . . . | 50 cc |
| Glycérine . . . . .      | 50 cc |

Le CLP et le CLPA sont très corrosifs. Ils peuvent provoquer des réactions allergiques sur la peau. L'indice de réfraction est 1,50. L'eau et l'alcool, ajoutés en petites quantités, ne provoquent aucun trouble; le xylol n'est pas miscible. Le CLP brunit à la lumière et s'épaissit par évaporation de l'acide lactique.

*Récolte des plantes.*

Choisir un matériel abondant à tous les stades de l'organogénèse. Il faut en prendre assez pour conserver un bon échantillonnage témoin à l'état sec. Si possible, marquer le végétal sur place, afin de pouvoir en tout temps se référer au témoin vivant.

*Conservation.*

Il est préférable de soumettre immédiatement le matériel frais à l'éclaircissement: l'action du chloral-lactophénol est à la fois plus rapide et plus complète.

Quand le traitement doit être différé, il est possible:

- 1° de conserver les plantes au deep-freezer, enfermées dans du plastique, pour réduire l'évaporation;
- 2° de les sécher; dans ce cas on évite la presse botanique ainsi que les appareils de dessiccation, sources de déformations pour les tissus;

3° de les immerger dans un mélange de glycérine et d'acide lactique en parts égales (GL); nous avons obtenu d'excellents résultats par cette méthode car, transférés dans le CLP, les tissus reprennent leur volume initial et leur souplesse avec un minimum d'altérations.

L'alcool est à déconseiller; nous y avons observé une opacification des membranes cellulaires, opacification qui résiste au CLP.

#### *Préparation du matériel.*

1° *Plantes fraîches ou conservées au GL ou à l'alcool.* Il suffit, après essorage éventuel sur papier filtre, de les laisser s'éclaircir au CLP, à l'abri de la lumière pour éviter le brunissement du réactif.

Durée: une à six semaines; conservation: deux à trois ans.

2° *Plantes séchées ad hoc et spécimens d'herbiers.* L'objet est ramolli quelques minutes dans de l'eau additionnée de quelques gouttes d'un détergent commercial (solution aqueuse faible): on chauffe le tout dans une capsule, entre 60 et 90°, en prenant garde de ne pas faire bouillir. Essorer sommairement sur du papier filtre et immerger dans du chloral-lactophénol. Introduire le moins possible d'eau, afin de ne pas abaisser l'indice de réfraction du CLP.

#### *Blanchiment.*

Il arrive que les plantes séchées, surtout les spécimens d'herbier, présentent une pigmentation réfractaire au CLP. Quand cette pigmentation est gênante, on peut l'atténuer par un traitement à l'hypochlorite (NaOCl) ou à la soude caustique (NaOH): voir plus haut la technique du lessivage par la soude et celle du blanchiment par les oxydants.

Ces traitements ne sont efficaces qu'en milieu aqueux ou aqueux-alcoolique, sur du matériel bien ramolli. Si les plantes ont déjà passé au chloral-lactophénol, on les réhydrate quelques heures dans de l'eau de conduite, en ayant soin de changer cette dernière plusieurs fois.

Nous n'avons encore jamais eu réellement besoin de recourir au blanchiment dans nos propres travaux (Rhoadales, Centrospermées, Légumineuses). Nous préférons l'éviter car son action est facilement dommageable pour les tissus. Pour les organes délicats, tout spécialement en anatomie florale, on réduira la durée du traitement au minimum.

*Eclaircissement.*

Il suffit de laisser le chloral-lactophénol agir à l'abri de la lumière sur le matériel complètement immergé. Le temps nécessaire varie avec l'épaisseur et la nature de l'objet (1 à 6 semaines). Un séjour en étuve à 50° C accélère notablement l'action du CLP (dans des tubes scellés pour éviter la corrosion de l'appareil).

*Colorations.*

Le milieu anhydre est défavorable aux colorations; de plus le CLP attaque les colorants: aussi y avons-nous renoncé. La vascularisation apparaît toujours suffisamment nette grâce aux éléments ligneux réfringents. Pour les détails histologiques, nous nous adressons au microscope à contraste de phase.

S. Vautier (1949) propose l'emploi des bases ou acides libres des colorants, dissous dans le xylol selon la recette de McLean (1934); ils sont directement additionnés au CLP. Nous n'avons personnellement pas obtenu de cette façon des résultats concluants, mais il ne faut pas négliger cette technique qui peut certainement rendre service dans des cas particuliers.

*Examens.*

1° *Vascularisation florale.* Les objets sont examinés *in toto* dans le chloral-lactophénol sous la loupe binoculaire. La dissection des organes extérieurs peut ensuite faciliter l'étude de la vascularisation profonde.

Les binoculaires avec axes optiques parallèles (la loupe *Wild M5* par ex.) sont à préférer aux anciens modèles: il est beaucoup plus facile d'y obtenir une illumination égale pour chaque œil. Or, dans ce milieu très réfringent, les différences de luminosité sont pénibles pour la vue.

2° *Organogénèse.* Les plus jeunes stades sont étudiés sous le microscope à contraste de phase, qui remplace avantageusement les colorations. On obtient ainsi des « coupes optiques » dans le matériel. Les stades adultes sont examinés à la loupe binoculaire; des coupes épaisses peuvent être réalisées à la moelle de sureau sur le matériel éclairci.

3° *Anatomie fine, histologie.* Dans les organes disséqués, les caractères histologiques des différentes plages anatomiques appa-

raissent clairement au contraste de phase, sans aucune coupe ni coloration. C'est la technique au chloral-lactophénol que nous avons employée dans nos études sur la structure de l'ovule (cf. Bocquet, Bersier, Bocquet et Bersier dans la bibliographie).

4° *Pollen*. Dans les différentes familles étudiées, les grains de pollen ont toujours été parfaitement éclaircis. Le microscope à contraste de phase met bien en évidence les ornements de l'exine ainsi que la structure de la membrane. Nous ne savons pas ce que donnerait la technique au CLP sur du pollen fossile; elle est toute indiquée par contre pour l'étude comparative des spécimens d'herbier, grâce à sa rapidité et sa simplicité. Il suffit en effet de plonger une anthère dans le CLP et d'attendre l'éclaircissement complet (voir fig. 1 et 2: pollen de *Tropaeolum majus*, 1500  $\times$ ).

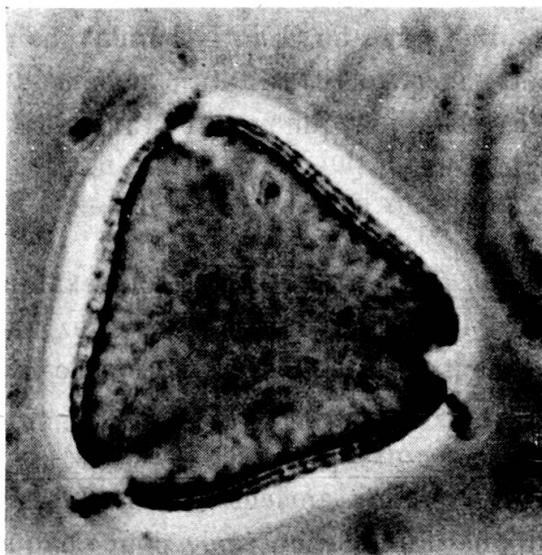


Fig. 1.

*Tropaeolum majus* L.

Pollen: 1500  $\times$ , mise au point équatoriale: structure de la paroi avec sexine et nexine; 3 colpes avec leurs opercules.

#### *Photographies et dessins.*

Le CLP n'est pas un milieu très favorable à la photographie à cause de sa forte réfringence. D'autre part, à la loupe binoculaire, la photographie plane n'est pas à même de représenter les volumes.

Au contraste de phase, les objets sont souvent trop épais pour fournir de bons clichés.

Nous gardons donc la photographie comme témoin et lui préférons le dessin: la chambre claire est indispensable afin d'éviter les interprétations subjectives.

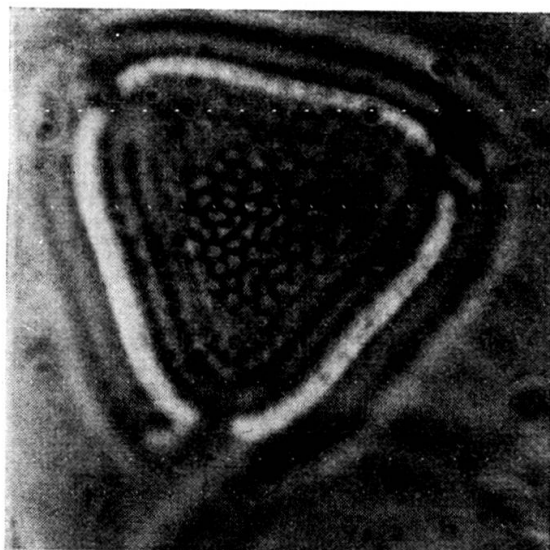


Fig. 2.

*Tropaeolum majus* L.

Pollen: 1500  $\times$ , mise au point superficielle: ornements réticulés de la sexine dans la portion centrale nette.

#### Archives.

Le matériel éclairci se conserve plusieurs années au CLP, à l'abri de la lumière et en bouteilles fermées. Avant un nouvel examen, il est nécessaire de changer une à deux fois le liquide, jusqu'à ce que l'objet soit de nouveau incolore.

Pour de plus longues périodes, nous préférons stocker le matériel dans le GL. Les tissus reprennent leur consistance normale lorsqu'on les plonge à nouveau au CLP pour un examen.

#### CONCLUSIONS

Il n'y a pas de méthode miracle. La technique que nous préférons, l'éclaircissement au CLP, a pour elle sa rapidité, sa simplicité et son

efficacité : les manipulations sont réduites au minimum et nous n'avons eu à déplorer que très peu d'altérations. Le pouvoir éclaircissant est bon, même sur des spécimens secs.

Le désavantage essentiel est la difficulté de colorer le matériel. Ce désavantage est compensé par l'emploi du microscope à contraste de phase.

Toutefois, les différents auteurs que nous citons ont obtenu de bons résultats avec d'autres techniques, d'ailleurs assez voisines de celle au CLP. Il est utile d'en être informé, afin de choisir au début de chaque étude celle des méthodes qui convient le mieux. De même, l'expérience a montré que la commodité des éclaircissements ne doit pas faire négliger les coupes en série (Bocquet et Bersier 1961) : des contrôles réguliers par cette technique classique s'imposent, sous peine d'arriver à des conclusions incomplètes.

C'est en somme la nature du matériel et le type de recherche qui président au choix de la technique. Pour l'étude de la vascularisation et de l'organogénèse comparées, le CLP nous paraît donner des résultats en général excellents.

Deux améliorations sont souhaitables :

- 1° trouver une coloration durable dans le CLP, qui prenne sélectivement sur le bois et en milieu anhydre ;
- 2° étudier la possibilité de couper au microtome automatique (et non plus à la main) le matériel déjà éclairci : il ne serait plus nécessaire de préparer deux lots de matériel, l'un pour le CLP, l'autre pour les coupes à la paraffine.

#### BIBLIOGRAPHIE

- AMANN, J. 1899. Neue Beobachtungsmedien. *Zeitschr. f. wiss. Mikr.* 16: 38.
- BAEHNI, Ch. et BONNER, C. E. B. 1948. La vascularisation des fleurs chez les *Lopeziae* (Onagracées). *Candollea* 11: 305.
- 1949. La vascularisation du tube floral chez les Onagracées. *Candollea* 12: 345.
- 1953. Les faisceaux vasculaires dans l'ovaire de l'*Aesculus parviflora*. *Candollea* 14: 85.
- BAILEY, I. W. et NAST, C. G. 1943. The comparative morphology of the Winteraceae II. Carpels. *J. Arnold Arbor.* 24: 472.
- BARRATT, K. 1920. A contribution to our knowledge of the vascular system of the genus *Equisetum*. *Ann. Bot.* 34: 201.

- BERSIER, J. D. 1960. L'ovule anatrope: Ranunculaceae. *Bull. Soc. bot. suisse* 70: 163.
- et BOCQUET, G. 1960. Les formes d'ovules chez les Rhoeadales. *Actes Soc. helv. Sci. nat. Aarau*, 1960 (à l'impression).
- BOCQUET, G. 1959a. The structure of the placental column in the genus *Melandrium* (Caryophyllaceae). *Phytomorphology* 9: 217.
- 1959b. The campylotropous ovule. *Phytomorphology* 9: 222.
- et BERSIER, J. D. 1959. Les formes d'ovules chez les Légumineuses. *Actes Soc. helv. Sci. nat. Lausanne* 1959: 158.
- et BERSIER, J. D. 1960. A propos de la vascularisation florale dans le genre *Silene* sect. *Gastrolychnis*. *Actes Soc. helv. Sci. nat. Aarau*, 1960 (à l'impression).
- BONNER, C. E. B. 1948. The floral vascular supply in *Epilobium* and related genera. *Candollea* 11: 277.
- CHAMBERLAIN, C. J. 1932. *Methods in Plant histology*. Chicago.
- DAWSON, G. 1946. Un método de diafanización para el estudio de la distribución del sistema vascular en órganos florales. *Bol. Soc. argent. Bot.* 1: 290.
- DEBENHAM, E. M. 1939. A modified technique for the microscopic examination of the xylem of whole plants or plant organs. *Ann. Bot. N.S.* 3: 369.
- DUTAILLY, M. G. 1879. Recherches anatomiques et organogénétiques sur les Cucurbitacées et les Passifloracées. *Assoc. franç. Avancement Sciences. Congrès de Montpellier* 1879: 1.
- FOSTER, A. S. 1955. Comparative morphology of the foliar sclereids in *Boronia* Baill. *J. Arnold Arbor.* 36: 189.
- GABRIEL, C. 1937. L'utilisation d'injections colorées pour l'étude du tissu conducteur vasculaire chez les Cucurbitacées. *Bull. Soc. bot. France* 84: 565.
- et PELLISSIER, F. 1936. Une méthode d'éclaircissement et d'étude d'anatomie végétale par transparence (*in situ*). *Bull. Soc. bot. France* 83: 816.
- GWYNNE-VAUGHAN, H. C. I. et BARNES, B. 1927. *The structure and development of the Fungi*. (Microscopic examination: 323). University Press, Cambridge.
- JOHANSEN, D. A. 1940. *Plant microtechnique*. New-York.
- LANGERON, M. 1934. *Précis de Microscopie*. Masson, éd. 5, Paris.
- LOISEAU, J. 1950. Contribution à l'étude phyllotaxique de la capucine (*Tropaeolum majus* L.). *Revue gén. Bot.* 57: 478.
- MCLEAN, R. C. et IVIMEY COOK, W. R. 1941. *Plant Science Formulae*. Macmillan, London.
- MORLEY, T. 1949. Staining of plants materials cleared in NaOH. *Stain Technology* 24: 231.
- MOSELEY, M. F. 1958. Morphological studies of the Nympheaceae I. The nature of the stamens. *Phytomorphology* 8: 1.
- OKIMOTO, M. C. 1948. Anatomy and histology of the pineapple inflorescence and fruit. *Bot. Gaz.* 110: 217.
- RAM, N. 1957. Morphological and embryological studies in the family Santalaceae I. *Comandra umbellata* (L.) Nutt. *Phytomorphology* 7: 24.
- RAO, T. A. 1957. Comparative morphology and ontogeny of foliar sclereids in seed plants I. *Memecylon* L. *Phytomorphology* 7: 306.

- SIMPSON, J. L. S. 1929. A short method of clearing plant tissues for anatomical studies. *Stain Technology* 4: 131.
- TEPPER, S. S. 1953. Floral anatomy and ontogeny in *Aquilegia formosa* var. *truncata* and *Ranunculus repens*. *Univ. Calif. Public Botany* 25: 513.
- VAUTIER, S. 1949. La vascularisation florale chez les Polygonacées. *Candollea* 12: 219.

**G. Bocquet et J.-D. Bersier.** — *La valeur systématique de l'ovule: développements tératologiques.*

Voir l'article à la page 475 du présent fascicule.

**J.-D. Bersier.** — *L'ovule et la placentation dans le genre Tropaeolum*<sup>1</sup>.

Nos études sur la structure de l'ovule nous ont également amenés à considérer leur placentation. En effet, la placentation pose un problème important en morphologie florale comparée. Dans les ovaires où elle est centrale ou axile, l'origine des carpelles est latérale, tandis que souvent l'origine des ovules est apparemment axile: les ovules naissent comme des ébauches indépendantes des carpelles sur le prolongement de l'axe. Faut-il dans ce cas les considérer comme réellement axiles; ou faut-il supposer que le sommet de l'axe est recouvert par un territoire carpellaire d'origine latérale ?

La vascularisation de la fleur chez les Caryophyllacées nous a fait opter pour la seconde de ces interprétations: bien que les ovules naissent sur l'axe dans cette famille, ils n'en appartiennent pas moins au territoire carpellaire. Nous avons cherché une confirmation de cette opinion chez les Tropaeolacées, qui nous ont paru un matériel favorable à cause de leurs ovaires semi-apocarpiques, fixés sur un pivot central.

Nos observations permettent d'affirmer que, comme chez les Caryophyllacées, les deux ébauches carpellaire et ovulaire appartiennent au même territoire bien qu'elles soient nées séparément. Provisoirement, au début de la morphogénie, les ovules se trouvent

<sup>1</sup> Ce travail sera publié *in extenso* dans *Candollea*.