Vom Umgang mit Kongorot = Du (bon) usage du (bon) rouge Congo

Autor(en): **Clémençon, Heinz**

Objekttyp: **Article**

Zeitschrift: **Schweizerische Zeitschrift für Pilzkunde = Bulletin suisse de mycologie**

Band (Jahr): **77 (1999)**

Heft 5

PDF erstellt am: **29.03.2024**

Persistenter Link: https://doi.org/10.5169/seals-936033

Nutzungsbedingungen

Die ETH-Bibliothek ist Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Inhalten der Zeitschriften. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern.
Die auf der Plattform e-periodica veröffentlichten Dokumente stehen für nicht-kommerzielle Zwecke in Lehre und Forschung sowie für die private Nutzung frei zur Verfügung. Einzelne Dateien oder Ausdrucke aus diesem Angebot können zusammen mit diesen Nutzungsbedingungen und den korrekten Herkunftsbezeichnungen weitergegeben werden.
Das Veröffentlichen von Bildern in Print- und Online-Publikationen ist nur mit vorheriger Genehmigung der Rechteinhaber erlaubt. Die systematische Speicherung von Teilen des elektronischen Angebots auf anderen Servern bedarf ebenfalls des schriftlichen Einverständnisses der Rechteinhaber.

Haftungsausschluss

Alle Angaben erfolgen ohne Gewähr für Vollständigkeit oder Richtigkeit. Es wird keine Haftung übernommen für Schäden durch die Verwendung von Informationen aus diesem Online-Angebot oder durch das Fehlen von Informationen. Dies gilt auch für Inhalte Dritter, die über dieses Angebot zugänglich sind.

Ein Dienst der *ETH-Bibliothek*
ETH Zürich, Rämistrasse 101, 8092 Zürich, Schweiz, www.library.ethz.ch

http://www.e-periodica.ch

Vom Umgang mit Kongorot

Heinz Clémençon
Institut d'Écologie, Bâtiment de Biologie
Université de Lausanne, CH-1015 Lausanne
e-mail:Heinz.Clemencon@ie-bsg.unil.ch

Geschichtliches

Im Jahre 1884 hatte der deutsche Chemiker Böttiger in seinem Laboratorium eine wasserlösliche, intensiv rot gefärbte Substanz hergestellt, die er zur Prüfung auf seine Eignung für die Textilfärbung an eine deutsche Farbstoff-Fabrik schickte. Diese zeigte aber kein Interesse am neuen Farbstoff, da dieser in den damals üblichen sauren Färbelösungen blau wurde. Darauf sandte Böttiger seine rote Substanz an die Firma Agfa, die entdeckte, dass sich die Baumwolle in einer neutralen Lösung dieses Farbstoffes ohne jede Vorbehandlung direkt färben lässt. Dies bedeutete eine willkommene Vereinfachung und Verbilligung, und Agfa entschloss sich bereits 1884, diesen Farbstoff industriell herzustellen, obschon bald erkannt wurde, dass er nicht besonders lichtecht ist. Noch heute wird er in grossen Mengen hergestellt, um billige Ware billig zu färben.

Kongorot wurde also nicht im Kongo entdeckt und wird auch nicht aus dem Kongo nach Europa exportiert. Aber es fand sich, dass der Afrikaforscher Stanley 1884 seine erste Kongo-Expedition abschloss und damit das Kongogebiet für Europa wirtschaftlich erschloss. Und wie damals so üblich, wurden neue Substanzen oft nach weltbewegenden Ereignissen benannt, und so nannte Agfa seinen neuen Farbstoff eben «Kongorot».

Mit der industriellen Herstellung des Kongorotes für die Textilindustrie stand dieser Farbstoff nun auch den Medizinern und Biologen zur Verfügung, die zu dieser Zeit alle nur möglichen Verfahren und Farbstoffe auf ihre Eignung zum Färben feiner Einzelheiten in den Schnitten und Quetschpräparaten für die mikroskopische Untersuchung von menschlichen, tierischen und pflanzlichen Objekten ausprobierten. So fanden die Mediziner, dass sich die Granula eosinophiler Zellen, die pathologischen Proteinablagerungen mancher Krankheiten («amyloid» genannt, aber mit den amyloiden Wänden gewisser Pilze nicht im Geringsten verwandt), die Belegzellen der Fundus-Schleimhaut des Magens, das Keratin, neugebildete embryonale Knochen und die Kittsubstanz junger Zähne stark mit Kongorot anfärben lassen (zusammengestellt nach den Angaben in Romeis 1968). In der Botanik wurde Kongorot bereits zwei Jahre nach dessen Einführung verwendet, um Zellwände bei Fadenalgen zu färben (Klebs 1886: 369). Neuere Arbeiten mit Kongorot zeigten, dass dieser Farbstoff manche Polysaccharide anfärbt (Vermeulen & al., 1986, Ruiz-Herrera 1992); aber die oft gehörte Meinung, Kongorot färbe Chitin oder Zellulose spezifisch an, ist falsch (man denke nur an die Verwendung des Kongorots in der Medizin).

Zusatz von Ammoniak: nicht ratsam!

Alle oben erwähnten Färbemethoden brauchen Kongorot in destilliertem Wasser, seltener in verdünntem Alkohol oder in verdünntem Glyzerin, aber nirgends wird erwähnt, dass ein Zusatz von Ammoniak nötig oder gar nützlich wäre, auch nicht in den klassischen Standardwerken von Romeis (1968) und Pearse (1968). Woher kommt die bei den Mykologen verbreitete Mode, Kongorot in ammoniakalischer Lösung anzuwenden? Es gibt dafür wohl zwei Gründe, aber es gelang mir nicht festzustellen, wer zum ersten Mal eine ammoniakalische Kongorotlösung gebrauchte. Zum Ersten wird Kongorot in sauren Lösungen blau, und um sicher zu sein, dass die Untersuchungslösung nicht sauer wird, setzt man eben Ammoniak zu. Zum Zweiten wird Ammoniak sehr oft gebraucht, um Pilztrockenmaterial aufzuweichen und geschmeidig zu machen, so dass es der mikroskopischen Untersuchung zugänglich wird. Und so werden dann eben Kongorot und Ammoniak oft in einer einzigen Lösung angesetzt, wobei der Gehalt an Ammoniak in sehr weiten Grenzen schwankt (z.B. Kühner &

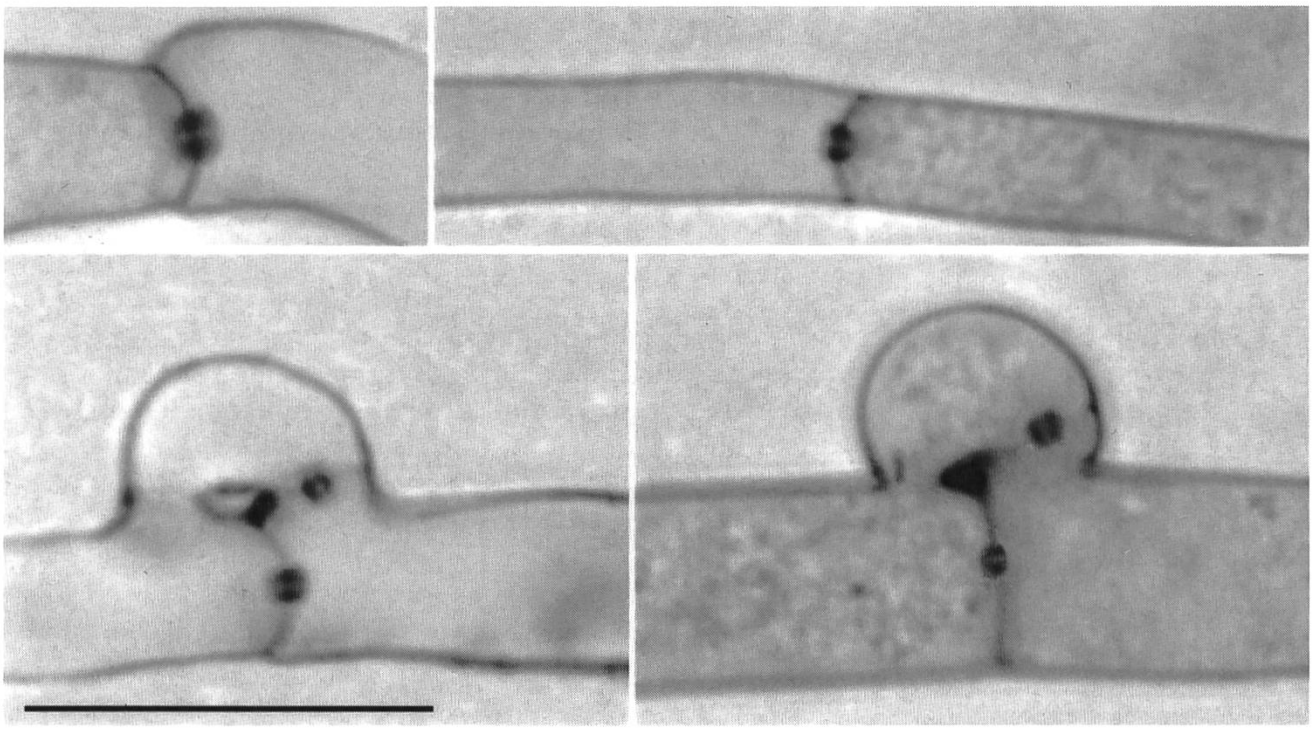


Fig. 1: Zentrale Schwellung und Doliporus in mycelialen Hyphen (Laborkulturen) von *Coprinus radicans* (oben, ohne Schnallen) und *Gyrophanopsis polonensis* (unten, mit Schnallen) nach Färbung mit SDS-Kongorot. – Strichmarke = 10 µm. Fotos H. Clémençon

Fig. 1: Bourrelet central et dolipore d'hyphes mycéliennes (cultures) de *Coprinus radicans* (en haut, sans boucles) et de *Gyrophanopsis polonensis* (en bas, boucles présentes) après coloration au rouge Congo SDS. – Trait = 10 µm. Photographies: H. Clémençon

---

Romagnesi 1953, Erb & Matheis 1983, Singer 1986, Gams & al. 1987). Bereits Schömmer (1949) schrieb: «Kongorot wird bereits durch Säurespuren blau gefärbt. (...) Tritt ein Umschlag nach Blau auf, so ist der Farblösung 1 oder 2 Tropfen Ammoniak zuzusetzen.» Zwar ist Kongorot ein Indikatorfarbstoff, in Säuren blau, in alkalischen Lösungen rot, aber es ist falsch, dass bereits *Spuren* einer Säure einen Umschlag nach Blau bewirken sollen. So ist eine Lösung von Kongorot in 1%iger Borsäure kräftig rot, in 1%iger Essigsäure blau-violett, in Milchsäure und in Lactophenol hingegen blau. Der Umschlagbereich liegt zwischen pH 5 und pH 3; über pH 5 ist die Lösung rein rot, bei pH 4 ist sie violett, unter pH 3 ist sie rein und intensiv blau.

Ammoniakzusatz hat eine unangenehme Folge: die Lösung ist nicht stabil. Bereits nach wenigen Wochen (bei wenig Ammoniakzusatz nach wenigen Monaten) fällt ein Niederschlag aus, der bisweilen so schlammig werden kann, dass er gewaltig stört. Abfiltrieren nützt zwar momentan, aber dann fällt wieder ein neuer Niederschlag aus. Eine wässerige Lösung ist beständig und färbt nicht schlechter als die ammoniakalische Lösung. Moser (1983) verzichtet auf einen Zusatz von Ammoniak, aber seine Vorschrift wird von den meisten modernen Autoren leider übersehen.

Ich muss es hier hervorheben: Ein Zusatz von Ammoniak zu einer wässerigen Lösung von Kongorot ist nicht nur unnütz, sondern er schadet der Haltbarkeit der Lösung.

Kongorot in destilliertem Wasser

Eine 1%ige Kongorotlösung in destilliertem Wasser ist beständig, und sie färbt besser als eine ammoniakalische Lösung in dem Sinn, als dass der Zellinhalt oft weniger angefärbt wird und dadurch das Präparat sauberer aussieht. Einige Basidieninhalte färben sich orange, und

die Septen der Basidiomyceten zeigen bisweilen einen schwach gefärbten, zentralen Knopf, die Schwellung des Doliporus. Wenn es nur darum geht, die Hyphenwände, Septen und gewisse Strukturen der Sporenwand sichtbar zu machen, so ist die Kongorotlösung in destilliertem Wasser durchaus angezeigt. Die Lösung in Wasser benetzt die Pilze aber weitaus weniger gut als die ammoniakalische Lösung oder auch als SDS-Kongorot, was besonders beim Arbeiten mit Trockenmaterial unangenehm wird.

SDS-Kongorot: haltbar und besser

Mein ehemaliger Student Michel Monod arbeitet heute in der dermatologischen Abteilung des Kantons- und Universitätsspitals des Kantons Waadt. Zur selektiven Anfärbung von Hyphen in verpilzten Hautproben verwendet er unter anderem eine 0,3%ige Lösung von Kongorot in einer 5%igen Lösung des Netzmittels SDS (Sodium Dodecyl Sulfate; Monod & al., 1989). Als ich seine Lösung auf die Basidiomyceten anwendete, war ich von der Klarheit der Färbung überrascht. Im Gegensatz zu den wässerigen und den ammoniakalischen Kongorotlösungen waren die Hyphenwände, die Querwände und Basidienwände in SDS-Kongorot selektiv und kräftig gefärbt, während das Cytoplasma völlig farblos blieb. Die eigentliche Überraschung kam aber vom Doliporus: Dieser äusserst dünne, von einer wulstartigen Wandverdickung umgebene Porenkanal ist oft von einer cytoplasmatischen Masse verschlossen. Während der Wandwulst bisweilen als ein zentral in der Querwand gelegenes Knöpfchen erscheint (das bereits von einigen Autoren des 19. Jahrhunderts abgebildet wurde) ist der Porenkanal selbst im Lichtmikroskop kaum je sichtbar. In SDS-Kongorot hingegen fällt nicht nur der Doliporus-Wulst stark auf, sondern oft wird sogar der Porenkanal sichtbar, da das Verschlussmaterial ungefärbt bleibt. Einige *Coprinus*-Arten besitzen einen besonders weiten Poruskanal und eignen sich gut zu dessen Demonstration, andere Basidiomyceten hingegen, leider auch der Kulturchampignon, eignen sich weniger, da ihr Kanal gar allzu fein ist. Die SDS-Kongorotlösung ist dann angezeigt, wenn rasch entschieden werden muss, ob ein Basidiomyceten-Mycel vorliegt (der Doliporus kommt nur bei den Basidiomyceten vor), oder wenn der Porus in Kursen gezeigt werden soll (in diesem Fall empfehle ich Kulturen oder frische Fruchtkörper von *Coprinus radicans, C. trisporus, C. bisporus, C. congregatus, C. stercoreus* oder von *Gyrophanopsis polonensis* (Fig. 1).

Heute ziehe ich eine Lösung von **1% Kongorot in 1% SDS** in destilliertem Wasser vor (Clémençon 1998). Das SDS beziehe ich von der Firma SERVA, Feinbiochemica, Heidelberg, Art. Nr. 20760, «Dodecylsulfat • Na-Salz krist. reinst, salzfrei».

Da SDS ein starkes Netzmittel ist, können die meisten Pilze direkt in SDS-Kongorot ohne vorherige Behandlung mit alkalischen Lösungen untersucht werden. Auch Proben aus Petrischalen-Kulturen und sogar Trockenmaterial können direkt in SDS-Kongorot aufgenommen werden. Wird aber vorgezogen, das Material erst in alkalischer Lösung zu untersuchen und Trockenmaterial vorher aufzuquellen und aufzuweichen, so muss Kaliumhydroxid vermieden werden, denn **Kalium gibt mit SDS Niederschläge**. So ist der von mir eingeführte und von Erb & Matheis (1983: 22) empfohlene «Glyzerinpuffer» wegen seines Gehaltes an KOH nicht mit SDS-Kongorot verträglich. Man verwendet dann Ammoniak oder besser die folgende **Lösung «GSD»** (für **G**lycerin, **S**odiumhydroxide, **D**imethylsulfoxide): Glyzerin 5 g, Dimethylsulfoxid 5 g, destilliertes Wasser 10 g, NaOH ca. 0,2 g (hängt von der Grösse der NaOH Pastillen ab, exakte Menge unkritisch). Das Glyzerin verhindert das Austrocknen und verbessert den optischen Brechungsindex, das Dimethylsulfoxid beschleunigt das Eindringen und fördert das Aufweichen von Trockenmaterial.

Ich empfehle, Pilzmaterial nicht im alten Glyzerinpuffer, sondern in GSD zu untersuchen, das eine eventuell nachfolgende Färbung mit SDS-Kongorot erlaubt.

Ein Angebot

Ich bin bereit, SDS-Kongorot und GSD in kleinen Mengen zum Selbstkostenpreis (plus Porto und Verpackung) an Interessenten zu liefern, die keinen Zugang zu einem biochemischen Labor haben.

Bibliographie
Clémençon, H., 1998: Finding the Dolipore with the Light Microscope. – Inoculum. Supplement to Mycologia 49(2): 3.
Erb, B. & W. Matheis, 1983: Pilzmikroskopie. Kosmos. Gesellschaft der Naturfreunde. Franckh'sche Verlagshandlung Stuttgart.
Gams, W., H. A. van der Aa, A. J. van der Plaats-Niterink, R. A. Samson & J. A. Stalpers, 1987: CBS Course of Mycology. – Centraalbureau voor Schimmelcultures, Baarn, Delft. Institute of the Royal Netherlands Academy of Arts and Sciences.
Klebs, G., 1886: Über die Organisation der Gallerte bei Algen und Flagellaten. – Unters. bot. Inst. Tübingen 2, No. 2: 333–418.
Kühner, R. & H. Romagnesi, 1953: Flore analytique des champignons supérieurs. – Masson, Paris.
Monod, M., F. Baudraz-Rosselet, A. A. Rameler & E. Frenk, 1989: Direct Mycological Examination in Dermatology: a Comparison of Different Methods. – Dermatologia 179: 183–186.
Moser, M., 1983: Die Röhrlinge und Blätterpilze. – Kleine Kryptogamenflora, Bd. IIb/2. G. Fischer, Stuttgart.
Romeis, B., 1968: Mikroskopische Technik. – R. Oldenburg Verlag, München, Wien.
Schömmer, F., 1949: Kryptogamen-Praktikum. – Franckh'sche Verlagshandlung Stuttgart.
Singer, R., 1986: The Agaricales in Modern Taxonomy. 4. Aufl. – Koeltz Scientific Books, Koenigstein.
Harms, H., 1965: Handbuch der Farbstoffe für die Mikroskopie. – Kevelaer.
Draweret, H., 1968: Vitalfärbung und Vitalfluorochromierung pflanzlicher Zellen und Gewebe. – Wien, New York.
Pearse, A. G. E., 1968: Histochemistry, theoretical and applied (3rd ed.). Vol. 1. – London.
Vermeulen, A. & J. G. H. Wessels, 1986: Chitin biosynthesis by a fungal membrane preparation. Evidence for a transient non-crystalline state of chitin. – Eur. J. Biochem. 158: 411–415.
Ruiz-Herrera, J. 1992: Fungal cell wall: Structure, synthesis and assembly. – London.

Du (bon) usage du (bon) rouge Congo

Heinz Clémençon
Institut d'Écologie, Bâtiment de Biologie
Université de Lausanne, CH-1015 Lausanne
Adresse électr.: Heinz.Clemencon@ie-bsg.unil.ch
(traduction: François Brunelli)

Historique

En 1884, le chimiste allemand Böttiger avait mis au point dans son laboratoire une substance hydrosoluble d'un rouge intense qu'il envoya à une usine allemande de colorants pour examiner si elle pourrait convenir à la coloration des textiles. Ladite usine ne trouva aucun intérêt à ce colorant nouveau parce qu'il bleuissait dans les solutions acides alors en usage. Peu après, Böttiger soumit son produit à la firme Agfa et celle-ci découvrit que, dissous dans une solution neutre, il colorait directement le coton sans traitement préparatoire. Cela représentait à la fois une simplification du travail et une diminution des coûts; Agfa décida, en 1884 déjà, de produire ce colorant à l'échelle industrielle, malgré une médiocre photorésistance vite constatée. On continue aujourd'hui encore à le fabriquer en grandes quantités pour la coloration de produits bon marché.

Le rouge Congo n'a donc pas été découvert au Congo et n'est pas exporté du Congo en Europe. Mais il se trouve qu'en 1884, l'explorateur Stanley mit un terme à sa première exploration au Congo, ouvrant ainsi cette région africaine au monde économique européen. Et Agfa baptisa son nouveau colorant «rouge Congo», selon l'usage courant autrefois de nommer fréquemment de nouvelles substances en se référant à d'importants événements mondiaux.

Une fois le rouge Congo produit à l'échelle industrielle pour la coloration des textiles, il était disponible pour les médecins et biologistes qui, à cette époque, essayaient tous les procédés et tous les produits imaginables pour colorer sélectivement les éléments les plus fins dans les coupes et dissociations de tissus humains, animaux et végétaux observées au microscope. En médecine, par exemple, on a observé que les granula de cellules éosinophiles, les dépôts pathologiques de protéines liés à de nombreuses maladies (qualifiés d'amyloïdes, mais sans la moindre parenté avec l'amyloïdité des parois cellulaires de certains champignons), les cellules tapissant les muqueuses gastriques, la kératine, les tout jeunes os embryonnaires et le cément des jeunes dents sont fortement colorés par le rouge Congo (liste extraite d'un ouvrage de Romeis 1968). En botanique le rouge Congo a été utilisé pour colorer des parois cellulaires d'algues filamenteuses (Klebs 1886: 369), deux ans seulement après sa création. Des travaux récents ont montré que le rouge Congo colore de nombreux polysaccharides (Vermeulen & al. 1988, Ruiz-Herrera 1992), mais l'opinion souvent entendue selon laquelle le rouge Congo colorerait spécifiquement la chitine ou la cellulose, est erronée (que l'on pense seulement à l'usage de ce colorant en médecine).

Ajout d'ammoniaque: Déconseillé!

Toutes les techniques de coloration mentionnées ci-dessus utilisent du rouge Congo dissous dans de l'eau distillée, plus rarement dans de l'alcool ou de la glycérine étendues, mais il n'est mentionné nulle part la nécessité ni même l'utilité d'un ajout d'ammoniaque, et non plus dans les ouvrages classiques de Romeis (1968) et de Pearse (1968). D'où vient donc la mode largement répandue chez les mycologues d'utiliser du rouge Congo ammoniacal? On peut en donner deux raisons, mais je n'ai pas réussi à trouver le nom du premier utilisateur d'une solution ammoniacale de rouge Congo. Tout d'abord le rouge Congo devient bleu en solution acide et, pour être certain qu'une solution ne s'acidifie pas, on y ajoute justement de l'ammoniaque. D'autre part on emploie souvent de l'ammoniaque pour regonfler et attendrir des exsiccata de champignons pour rendre possible les observations microscopiques. Et alors on mélange de l'ammoniaque et du rouge Congo dans la même solution; précisons que le pourcentage d'ammoniaque varie dans de très larges proportions (voir par exemple Kühner & Romagnesi 1953, Erb & Matheis 1983, Singer 1986, Gams & al., 1987). Déjà Schömmer (1949) écrivait: «Le rouge Congo vire déjà au bleu en présence de traces d'acide. (...) Lorsqu'un tel virage se produit, il faut ajouter 1 ou 2 gouttes d'ammoniaque à la solution.» Il est vrai que le rouge Congo est un indicateur colorant, en bleu pour les acides, en rouge pour les bases, mais il est faux de prétendre que des traces d'acide puissent induire un virage au bleu. Par exemple, une solution de rouge Congo dans de l'acide borique 1 % reste rouge vif, vire au bleu-violet dans de l'acide acétique 1 %, vire au bleu, par contre, dans de l'acide lactique ou dans le lactophénol. L'intervalle de virage se situe entre pH 5 et pH 3, la solution est nettement rouge au-dessus de pH 5, elle est violette à pH 4, elle est nettement et intensément bleue au-dessous de pH 3.
L'ajout d'ammoniaque induit une conséquence désagréable: la solution est instable. Déjà au bout de quelques semaines (après quelques mois si l'ajout d'ammoniaque est modeste) il se produit un précipité qui peut devenir si important qu'il gêne beaucoup les observations. On peut bien sûr filtrer la solution, mais elle précipitera de nouveau. Une solution aqueuse est stable et son pouvoir colorant n'est pas inférieur à celui d'une solution ammoniacale. Moser (1983) renonce à l'ajout d'ammoniaque, mais cette recommandation reste malheureusement ignorée de la plupart des auteurs modernes.
J'insiste: L'ajout d'ammoniaque à une solution aqueuse de rouge Congo est non seulement inutile, mais elle nuit à la stabilité de la solution.

Solution aqueuse de rouge congo (eau distillée)

Une solution à 1 % de rouge Congo dans de l'eau distillée est stable et colore mieux qu'une solution ammoniacale, dans ce sens que le contenu cellulaire est souvent moins coloré et que par conséquent la préparation a un aspect plus net. Le contenu de certaines basides se colore en orangé et les cloisons des basidiomycètes laissent parfois apparaître un bouton central

faiblement coloré, c'est le renflement du dolipore. Pour mettre en évidence les parois des hyphes, les cloisons et certaines structures de la paroi sporique, la solution aqueuse de rouge Congo est tout à fait indiquée. Cependant cette solution aqueuse est largement moins mouillante que la solution ammoniacale ou que le rouge Congo SDS, ce qui est désagréable en particulier lorsqu'on travaille sur du matériel sec.

Rouge congo SDS: stable et meilleur

Mon ancien élève Michel Monod travaille aujourd'hui dans la section de dermatologie de l'hôpital cantonal et universitaire du canton de Vaud. Pour colorer sélectivement les hyphes des prélèvements de peau mycosée, il utilise entre autres une solution à 0,3% de rouge Congo dans une solution mouillante de SDS à 5% (Sodium Dodecyl Sulfate; Monod & al., 1989). Lorsque j'ai essayé son réactif sur des basidiomycètes, j'ai été surpris par la clarté de la coloration. Contrairement aux solutions aqueuse et ammoniacale de rouge Congo, les parois des hyphes, les cloisons et les parois des basides étaient sélectivement et intensément colorées dans le rouge Congo SDS, le cytoplasme demeurant absolument incolore. Mais la surprise essentielle concerne le dolipore: très ténu et cerclé par un épaississement pariétal en forme de bourrelet, le dolipore est souvent obstrué par une masse cytoplasmique. Alors que le bourrelet pariétal a parfois l'aspect d'un petit bouton au centre de la cloison (ce que certains auteurs du 19e siècle ont déjà représenté), le dolipore lui-même n'est guère visible sous le microscope optique. Par contre, dans le rouge Congo SDS, non seulement le bourrelet pariétal est très lisible, mais aussi parfois le dolipore lui-même, parce que la masse cytoplasmique obturante n'est pas colorée. Quelques espèces de coprins se prêtent bien à une démonstration, car le dolipore y est particulièrement large, alors que d'autres basidiomycètes, dont hélas le champignon de Paris, sont moins démonstratifs, en raison de l'étroitesse du dolipore. La solution SDS du rouge Congo est particulièrement utile lorsqu'on veut rapidement déterminer si un mycélium appartient à un basidiomycète (seule classe chez laquelle existent les dolipores), ou lorsqu'on veut montrer des dolipores aux auditeurs d'un cours de mycologie (auquel cas je recommande des cultures ou des basidiomes frais de *Coprinus radicans*, *C. trisporus*, *C. bisporus*, *C. congregatus*, *C. stercoreus* ou de *Gyrophanopsis polonensis* [fig. 1]).

Je préfère aujourd'hui une solution à 1% de rouge Congo dans une solution à 1% de SDS dans de l'eau distillée (Clémençon 1998). J'obtiens le SDS de la maison SERVA, Feinbiochemica, Heidelberg, art. N° 20760, «Dodecylsulfat • Na-Salz krist. reinst, salzfrei».

Le SDS étant un excellent regonflant, la majorité des champignons peuvent être examinés directement dans le rouge Congo SDS, sans usage préliminaire d'une solution alcaline. Cela vaut aussi pour les échantillons prélevés en boîte de Pétri et même pour les exsiccata. Mais si l'on préfère examiner une préparation d'abord dans une solution alcaline et y regonfler et ramollir du matériel sec, il faut alors éviter de le faire dans KOH, car le potassium induit des précipités en présence de SDS. Il y a donc incompatibilité entre le SDS et la solution-tampon de glycérine que j'avais proposée et que Erb & Matheis recommandent (1983: 22), parce que cette solution contient de l'hydroxyde de potassium. Utiliser alors de l'ammoniaque ou mieux la solution «GSD» (glycérine, hydroxyde de sodium, diméthyl-sulfoxyde): 5 g glycérine, 5 g diméthyl-sulfoxyde, 10 g eau distillée, environ 0,2 g NaOH (selon la grosseur des pastilles de NaOH, poids exact non critique). La glycérine évite le dessèchement et améliore l'index de réfraction optique, le diméthyl-sulfoxyde active l'imprégnation et favorise le regonflement de matériel sec.

Je préconise donc en mycologie l'utilisation du GSD en lieu et place de l'ancienne solution-tampon de glycérine, de façon à pouvoir ultérieurement colorer la préparation dans le rouge Congo SDS.

Mon offre

Je suis disposé à livrer aux amateurs intéressés qui ne pourraient obtenir ces produits via un laboratoire de chimie, du rouge Congo SDS et du GSD, en petites quantités, au prix de revient augmenté des frais de port et d'emballage.

Littérature: voir le texte original en allemand.