



HAL
open science

Degradation of lignocellulosic biomass by filamentous fungi: role of oxidoreductases, free radicals and protection against oxidative stress

Craig Faulds, Mariane Daou

► **To cite this version:**

Craig Faulds, Mariane Daou. Degradation of lignocellulosic biomass by filamentous fungi: role of oxidoreductases, free radicals and protection against oxidative stress. Buletinul Societatii de Chimie din ROMANIA, 25, Departamentul de Chimie organică Costin NENIȚESCU, 46 p., 2018, Buletinul Societatii de Chimie din Romania. hal-02791437

HAL Id: hal-02791437

<https://hal.inrae.fr/hal-02791437>

Submitted on 5 Jun 2020

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



- **Ilie SIMINICEANU, Personalități ale chimiei românești – Profesor Universitar NECULAI COSTACHESCU**
- **Craig B. FAULDS, Marianne DAOU, DEGRADAREA BIOMASEI LIGNOCELLULOZICE DE FUNGI FILAMENTOASE: ROLUL OXIDOREDUCTASELOR, RADICALI LIBERI ȘI PROTECȚIA ÎMPOTRIVA STRESULUI OXIDATIV - DEGRADATION OF LIGNOCELLULOSIC BIOMASS BY FILAMENTOUS FUNGI: ROLE OF OXIDOREDUCTASES, FREE RADICALS AND PROTECTION AGAINST OXIDATIVE STRESS**
- **Cristina TODAȘCĂ, Chimia alimentară un domeniu de interes pentru societate**
- **Robert TINCU, Activități desfășurate în anul 2017 de către Secția Tinerilor Chimisti din SChR, filiala B2**



Societatea de Chimie din România
Romanian Chemical Society

Universitatea POLITEHNICA din București,

Departamentul de Chimie organică *Costin NENIȚESCU*

e-mail:buletinschr@gmail.com,

e-mail:secretariatschr@yahoo.com

Pagina web: www.schr.org.ro

București, România

BULETINUL

Societății de Chimie din România

1/2018

COLEGIUL EDITORIAL:

Coordonator: Eleonora-Mihaela UNGUREANU

Membri: Marius ANDRUH, Petru FILIP, Lucian GAVRILĂ, Horia IOVU, Elena DIACU,
Ana Maria JOȘCEANU, Mihai MEDELEANU, Carol LEHR, Cristina TODASCA

Copyright ©2013, Societatea de Chimie din România.

Toate drepturile asupra acestei ediții sunt rezervate **Societății de Chimie din România**
Adresa redacției: Universitatea POLITEHNICA din București, Facultatea de Chimie
Aplicată și Știința Materialelor, Str. Gh. Polizu 1-7, corp E, etaj 2, Cod 011061;
Tel:4021402 39 77; e-mail: buletinschr@gmail.com, secretariatschr@yahoo.com,
Pagina web: www.schr.org.ro

Coperta 1

1. Academician Profesor Doctor Neculai COSTĂCHESCU (1876- 1939)
2. Palatul Universității din Iași 1897
3. Elevi din toată țara care au participat la una dintre cele trei secțiuni: Chimie Anorganică, Chimie Organică sau Chimie Fizică ale concursului Național de Chimie *C. D. Nenitescu*.
4. Concursul Național de Chimie “Cum se face?”
5. Schimbul de experiență “ChemEx” organizat în fiecare an la începutul semestrului II de către Asociația Studenților Chimiști Poli împreună cu Secția de Tineret a Societății de Chimie din România și Facultatea de Chimie Aplicată și Știința Materialelor, Universitatea Politehnica din București
6. Concursul Național de Chimie *C. D. Nenitescu* desfășurat la Facultatea de Chimie Aplicată și Știința Materialelor din cadrul Universității “Politehnica” București, ajuns la o *ediția a XXV-a*
7. Sesiunea de *Comunicări Științifice Studențești*, organizată de Asociația Studenților Chimiști în colaborare cu Facultatea de Chimie din din Universitatea București și cu sprijinul SChR

Coperta 4

1. Profesor Craig B. FAULDS, Universitatea Aix Marseille, Franta
2. Schematizarea interacțiunii intracelulare și extracelulare a enzimelor fungice implicate în degradarea compușilor aromatici derivați din biomasa lignocelulozică, împreună cu implicarea fierului, cuprului și a manganului libere și legate de enzime.
3. Ciclul metabolic al glioxilatului intracelular
4. Ciclul metabolic intracelular de glioxilatului de metil
5. Prezentarea evenimentului *Chimie de Crăciun*, în cadrul noii secții a SChR, Secția de Chimie Alimentară
6. Elevi voluntari din Secția Tinerilor Chimiști din SChR
7. Experimentul *Clever Foodies* care și-a propus să îi ajute pe cei mici să descopere cât de multă vitamina C se găsește în sucurile ambalate
8. Experiment pe teme de chimie alimentară pentru copiii care au trecut pragul laboratoarelor ce le sunt dedicate sub titlul *Kids lab*.

Tehnoredactare:

Dr. Ing. Magdalena-Rodica BUJDUVEANU
Informatician Liliana-Sonia MILITARU
Tehn. Elena HANGANU

ISSN 2066-2971

CUPRINS

Ilie SIMINICEANU

Personalități ale chimie românești – Profesor Universitar NECULAI COSTACHESCU 4

Craig B. FAULDS, Marianne DAOU

Degradation of lignocellulosic biomass by filamentous fungi: role of oxidoreductases, free radicals and protection against oxidative stress (Degradarea biomasei lignocelulozice de fungi filamentoase: rolul oxidoreductazelor, radicali liberi și protecția împotriva stresului oxidativ) 17

Cristina TODAȘCĂ

Chimia alimentară un domeniu de interes pentru societate 37

Robert TINCU_

Activități desfășurate în anul 2017 de către Secția Tinerilor Chimiști din SChR, filiala B2..... 40

*In memoriam***Academician Profesor Doctor Neculai COSTĂCHESCU
(1876- 1939)**

Fig.1. Neculai Costăchescu (1876- 1939)

Neculai Costăchescu a fost discipolul și urmașul lui Petru Poni la catedra de Chimie anorganică de la Facultatea de Științe a Universității din Iași în perioada 1908- 1939. Autorul primei teze de doctorat în științe din România (1905), a inițiat cercetarea complexilor în România după un stagiul la Alfred Werner (Nobel, 1913). A format o școală în acest domeniu, răspândită de discipolii săi la Cluj, București, Timișoara și Chișinău. Familia sa academică are peste 500 membri. Ca ministru al Instrucțiunii a consolidat infrastructura Universității din Iași cu patru noi palate dotate cu laboratoare, clinici biblioteci, amfiteatre. A fost primul Decan al Facultății de Chimie Industrială (1937- 1939) la Școala Politehnică "Gheorghe Asachi". A luptat în Războiul de întregire (1916- 1918). Merită toată recunoștința noastră.

1. Cursul vieții

✓ **1876**, la 18 februarie, se naște la Huși, « orașul dintre vii ». Marco Bandinus scria în 1646 despre Huși: « Hușul, străveche așezare a podgoriilor Moldovei, produce un vin gustos, aromat și foarte mult căutat. La Huși era sediul Episcopiei de Huși, cu Seminar teologic. Dar primul Gimnaziu, cu numele « Anastasie Panu », a început abia în 1891. De aceea, Neculai Costăchescu a făcut școala secundară la Iași. De la Huși aveau să vină și Radu Cernătescu- urmașul său la catedră, precum și Raluca Ripan.



Fig.2. Catedrala Episcopală din Huși

✓ **1887- 1894**, elev la Liceul Național din Iași.

Exact în acest interval s-a construit noul palat, după planurile arhitectului N. Gabrielescu, pe locul fostului internat. Prin urmare, elevul Costăchescu a învățat în vechea casă Cazimir a Academiei Mihăileene (clădirea din stânga, fig 3, demolată în 1960).



Fig.3.Academia Mihăileană (stânga) și noul Liceu Național (dreapta)

✓ **1895- 1896**, studiază la Școala Normală Superioară (ȘNS) condusă de Anastasie Obregia. Aici a fost remarcat de profesorul Pentru Poni pentru conferințele sale strălucite pe teme de chimie și de fizică. ȘNS, înființată în 1880 de prof. Ștefan Bârsănescu, va fi înlocuită prin Legea Haret din 1898 cu « Seminarul Pedagogic Universitar »[1].

✓ **1897- 1901**, student la Universitatea din Iași, Facultatea de Științe, secția Fizico- chimice. Ia licența în 1901. Înainte de licență, profesorul Poni l-a luat ca asistent la Laboratorul de Chimie Minerală, la lucrările de cercetare asupra petrolului românesc. Într- adevăr, în *Anuarul Universității din Iași*, anul școlar 1899-1900, *Laboratorul de Chimie minerală* era compus din: Director- Petru Poni, Asistent- Nicolae Costăchescu, Preparator- I. Gheorghiu [2].

✓ **1900**, în septembrie, Petru Poni scoate revista *Annales Scientifiques de l'Universite de Jassy*. Dragomir Hurmuzescu era secretar general. În primul an ies 3 fascicule cu 16 articole, între care 2 ale lui Petru Poni despre compoziția petrolului românesc, la care a lucrat și N. Costăchescu.



Fig.4. Palatul Universității, construit în 1893- 1897

✓ **1901**, la 1 aprilie, Petru Poni îl propune *șef de lucrări*, pentru pregătirea lucrărilor de la curs, fapt confirmat de *Anuarul* anului școlar 1901/1902 [2].

✓ **1905**, la 2 decembrie, susține teza « *Gazurile cuprinse în sare și în vulcanii de glod din România* », sub îndrumarea Profesorului Petru Poni. Era prima teza de doctorat în științele naturii, efectuată în țară. "Comisiunea examinatoare: Petru Poni- președinte, Anastasie Obregia- membru, I.G. Stravolca- membru". Decan era Paul Bujor- profesor de Morfologie animală.

✓ **1906**, susține și câștigă concursul pentru o bursă *Adamachi* de studii în străinătate.

✓ **1906 - 1908**. Cu această bursă lucrează cu *Alfred Werner* la Universitatea din Zurich, timp de 4 semestre în chimia complexilor. A publicat două lucrări. Alfred Werner, Laureat Nobel pentru descoperirea substanțelor complexe (1913), fusese coleg cu Anastasie Obregia la Zurich.



Fig.6. Alfred Werner (1866- 1919) laureat Nobel în Chimie (1913)

- ✓ **1908.** Revine la Iași ca profesor suplinitor de Chimie minerală, în locul lui Petru Poni ieșit la pensie în același an.
- ✓ **1911.** Susține examenul de docență/ habilitat.
- ✓ **1912.** Profesor titular prin concurs la *Chimie anorganică*

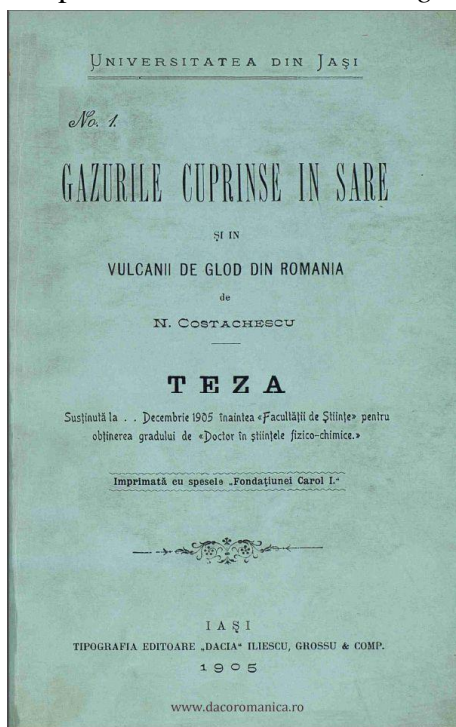


Fig.5. Coperta primei teze de doctorat în științe din România a lui Neculai Costăchescu

- ✓ **1916- 1917.** Mobilizat în război (comandant companie) scrie *Jurnal de front 1916- 1917* și contribuie direct la înfăptuirea României întregite.



Fig.7. Harta României întregite în 1918

- ✓ **1916- 1918.** De la 26.11.1916 până la 30.11. 1918, conducerea țării (regele Ferdinand I, Regina Maria, Guvernul, Parlamentul) **s-a refugiat la Iași**, care devine capitala de război a țării. Orașul Iași, cu 80.000 locuitori, ajungea la 450.000 de locuitori, cu cei veniți din toată țara. Epidemie, foamete, disperare. Regina a ajuns în 26 noiembrie 1916 în gara Grajduri, dar a locuit în vagon timp de 2 săptămâni până i s-a amenajat o casă care a devenit “Reduta Speranței” (casa Cantacuzino- Pașcanu, actualul Palat al Copiilor).

✓ **1918.** În 18 decembrie, N. Costăchescu devine membru-fondator și vice-președinte al *Partidului Țărănesc* al învățătorului *Ion Mihalache* din Topoloveni-Argeș. În anul următor vor adera și alți intelectuali de seamă: Virgil Madgearu, Cezar Petrescu, Camil Petrescu, Victor Ion Popa, apoi și Mihai Ralea, Gheorghe Zane, Constantin Rădulescu-Motru.

✓ **1919/1920.** Gheorghe Spacu (1883- 1955) cu doctorat în 1916 și conferențiar din 1918, se transferă la Universitatea « Regele Ferdinand I » din Cluj unde va deveni Decan și Rector. În 1940 va pleca la Universitatea București. Astfel, Școala de Chimie a compleșilor, inițiată de Costăchescu și dezvoltată de Spacu, s-a răspândit în alte două centre: Cluj și București.

✓ **1927.** Olga Sturza a sculptat *Monumentul Unirii*, plasat în locul în care s-a pus în 1957 statuia lui Eminescu (Fig. 10). În 1947, Comisia de armistițiu a ordonat distrugerea ei. După 1990 a fost refăcută în fața UMF (Fig 9).

✓ **1926.** La 10 octombrie s-a creat Partidul Național Țărănesc (PNT) prin fuzionarea PN- Iuliu Maniu cu PT- Ion Mihalache. Neculai Costăchescu era ales președinte al PNT pe Moldova. Devenea Senator din partea Universității.

✓ **1928.** PNT câștigă alegerile cu 77,76 %. Neculai Costăchescu intră în Guvernul Maniu-I, Guvernul Maniu-II, Guvernul Gh. Marinescu, ca **Ministru al Instrucțiunii Publice**, de la 10 noiembrie 1928 – 14 noiembrie 1933, cu o întrerupere în aprilie 1931- mai 1932 când a fost guvernul Iorga.

✓ **1929- 1933.** Are loc extinderea palatului Universității (Fig. 8). Între 5 august 1929 și 8 august 1933 palatul a fost mărit de aproape 3 ori, după proiectul arhitectului I. G. Pompilian. Fondurile au fost alocate de guvern, cu sprijinul ministrului Neculai Costăchescu. Deși a fost recepționată la 8 august 1933, lucrări s-au mai făcut și după 1940, încât Costăchescu n-a ajuns să vadă noua clădire terminată.



a



b

Fig.8. Palatul Universității din Iași in 1897 (a) și extins în 1929 - 1933 (b)

✓ **1929- 1932.** S-a construit Palatul Clinicilor Chirurgicale la Spitalul "Sf Spiridon" Iași. S-a inaugurat în luna octombrie 1933 și s-a pus o placă (Arhitect I.G. Pompilian) pe care scrie: *"Acest palat al clinicilor chirurgicale a cărui construcție a început în anul 1929 și s-a terminat în luna noiembrie 1932, din inițiativa și prin netărmuitul sprijin al D-lui Neculai Costăchescu, ministrul Instrucțiunii Publice 1928- 1931 și prin stăruința neobosită a D-lui Prof. dr. Ioan Tănăsescu și Prof. dr. Vasile Parașcanu- epitropi ai Casei Sf Spiridon 1928- 1931 »*



Fig.9. Palatul Clinicilor Chirurgicale, Spitalul „Sf. Spiridon”, Iași, 1933



Fig.10. Prof. Ion Tănăsescu alături de viitorul profesor și șef de clinică Vladimir Buțureanu, împreună cu restul colaboratorilor

De asemenea, a sprijinit construcția aripei din dreapta (spre Spital, Fig.11) a clădirii care «a îmbrățișat» vechiul palat al facultății de medicină/ universitatea din 1860. S-a început cu corpul din spate (1912), s-a continuat cu aripa din stanga- spre Institutul de Anatomie (1922) și s-a încheiat cu aripa dreapta (1935).



Fig.9-11. Palatul extins al UMF "Grigore T.Popa" Iași; [Monumentul Marii Unirii din 1918](#), inaugurat la 1 decembrie 1999

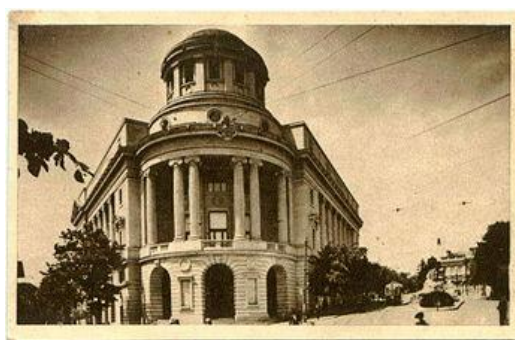


Fig.10-12. Palatul Fundației Universitare „Regele Ferdinand I” din Iași (1930- 1934); - carte poștală interbelică. În partea dreaptă a imaginii, acolo unde începe Bulevardul Carol I, se poate observa [Monumentului Unirii](#) , realizat de principesa **Olga Sturdza**, inaugurat în anul 1927 și distrus în 1947

✓ **1930- 1934,** s-a construit palatul Fundației Culturale “Regele Ferdinand I”.

Această fundație a fost înființată de Regele Ferdinand în 11 februarie 1926, dotată cu un fond de 200 milioane lei, lăsați de Rege prin testament. Avea scopul de a sprijini dezvoltarea culturii în România, ca și Fundatia Carol I din București. Era un semn al recunoștinței sale pentru orașul care l-a găzduit în anii grei ai refugului.

La 20 iulie 1927 s- a alcătuit *Consiliul Fundației Ferdinand* din care făcea parte și Profesorul Costăchescu, alături de Rectorul Petru Bogdan, Ministrul Casei Regale și G.T. Kirileanu – secretarul general al Fundației. Ei au ales proiectul stil neoclassic propus de arhitect Constantin Iotzu, din cele 7 proiecte propuse. A costat 70 milioane lei și a fost construită de Emil Prager. Are fațada din piatră masivă de Rusciuk și un balcon cu 6 coloane ionice. Are o sală de conferințe cu 422 locuri. Recent s-a refăcut statuia lui Ferdinand din această sală, distrusă în 1947. După naționalizare, până azi, a devenit sediul Bibliotecii Centrale Universitare (BCU) “Mihai Eminescu” din Iași.

✓ **1932** 4 august- **1933** 18 noiembrie este Președinte al Senatului României, (între 1864 și 1940 au fost 43 președinți). Senatul, desființat în 1940, se va reînființa în 1990.

✓ **1933** la 2 decembrie, Decretul Regal numărul 3919 numește Universitatea din Iași « *Universitatea Mihaileana* ». (la 2 decembrie 1942 statul legionar a numit-o *Cuza Vodă*, iar în 1948 a devenit *Alexndru Ioan Cuza* și așa a rămas, deși Cuza avea numele de domnitor *Alexandru I. Ioan*)

✓ **1936**. Neculai Costăchescu era ales membru de onoare al Academiei Române.

✓ **1937-1938**. A fost primul Decan al Facultății de Chimie Industrială de la *Scoala Politehnica « Gh Asachi »*

✓ **1939**. Moare la 14 iulie, răpus de boală. N-a avut copii. A rămas doar soția. În *Anuarul Universității Mihăilene* pe 1938-1939, la rubrica *Figuri dispărute*, Rectorul Ioan Tănăsescu scria câteva rânduri de laudă despre marele dispărut: “ «*Om de muncă, cu o cultură vastă, spirit clar, în curent cu toate ideile noi, din școala lui a ieșit o pleiadă de elemente de valoare, unii azi profesori universitari, alții chimiști cu mare faimă. În calitate de reprezentant în Senatul Țării și ca Ministru al Instrucțiunii Publice a apărut întotdeauna cu dârzenie interesele Universității din Iași, obținând fondurile cu care s-a ridicat noua clădire (extinderea). A închis ochii însă, înainte de a-și vedea visul realizat: inaugurarea noului Palat al Universității. Tot datorită lui, Facultatea de Medicină are cea mai frumoasă Clinică chirurgicală din țară. Exemplu de corectitudine, model de consecvență în toate împrejurările, de o înaltă ținută morală, el a dat dovadă de multă pricepere și prestigiu în locurile de răspundere pe care le-a ocupat. Prin dispariția lui Universitatea noastră a pierdut un emerit profesor și un mare sprijinitor » (Rector, Prof. dr. Ioan Tănăsescu la deschiderea anului 1939-1940, la 15 octombrie, în prezența lui Petru Andrei ca Ministru al Educației) ” .*

În același Anuar apare și articolul lui C.V. Gheorghiu (care i-a urmat ca Decan la Chimie Industrială) intitulat *Profesorul Neculai Costăchescu (1876- 1939)*, publicat și în *Revista Științifică Adamachi* în 1939. La catedră, Neculai Costăchescu era înlocuit cu Radu Cernătescu- profesor de Chimie anorganică și analitică.

Textele lui Ion Tănăsescu și C.V. Gheorghiu erau ultimele dedicate vieții și activității lui Neculai Costăchescu. De fapt, era sfârșitul evoluției ascendente a Universității și a României. Anuarul nu a mai apărut până în 1959 când s-a hotărât sărbătorirea centenarului în 1960 (după ce ni s-a permis să sărbătorim Unirea în 1959). Dar erau alți oameni, alt limbaj, alte valori.

2. Contribuții științifice

Neculai Costăchescu a lucrat ca asistent de cercetare în laboratorul lui Petru Poni încă din anii studenției. Rezultatele le-a publicat în două lucrări privind

compoziția petrolului românesc, menționate de revista de referate *Chemische Zentralblatt din 1903 și 1905* (primele două lucrări din Anexa 1). După licență (1901), a fost trecut pe post de șef lucrări (pregătea lucrările experimentale care însoțeau cursurile). Apoi a lucrat la teza de doctorat, susținută în 1905. **Era prima teza de doctorat efectuată și susținută în România. Titlul obținut era cel de *Philosophie Doctor (PhD)* care se acordase prima dată în lume la *Universitatea Yale (USA)* în 1861. Dacă ținem cont de faptul că *Universitatea din Iași* exista numai din 1860 și a avut condiții de cercetare modernă abia după 1897 când s-a mutat în clădirea nouă și revistă proprie (*Analele Științifice*) din 1901, teza din 1905 era un rezultat remarcabil.**

Teza a fost imprimată la tipografia "Dacia", cu cheltuiala Fundației «Carol I». Are 101 pagini (34 rânduri/pagină, pe o coloana), Dimensiuni 23/16 cm, oglinda textului 17/10 cm. Pe prima pagină scrie: "«D-lui Profesor Petru Poni. Omagiu și recunoștință». Teza are 4 capitole și Bibliografie. În capitolul I analizează, în 20 pagini, lucrările precedente, de la R. Bunsen (1853) despre sarea de la Wieliczka, până la cele mai noi. Primul român care s-a ocupat de acest subiect a fost C. I. Istrati cu "Sarea din sarnițele Romaniei (1894)".

Petru Poni și C. I. Istrati au fost de acord ca N. Costăchescu să continue studiile lui Istrati. În capitolul II, *Metodele de luare și analiză a probelor*, descrie întregul protocol experimental, lucrul cu aparatul Hempel, după dizolvarea sării în apă. În capitolul III, descrie *Analizele* la salinile de la Slănic-Prahova, Ocnele Mari, Doftana, Tg. Ocna, Meledic- Buzău; apoi la vulcanii de glod de la Policiori și Berca, focurile nestinse din Lopătari, gazul de petrol de la Ocnele Mari. Discută și compară rezultatele. Sarea conținea în medie 84% metan, etan, olefine, dioxid de carbon, oxigen și azot. Are 12 tabele cu rezultate experimentale. În capitolul IV, *Concluziuni*, caută o explicație a originii gazelor din sare: faună marină descompusă.

Lista principalelor lucrări științifice publicate de Neculai Costăchescu în intervalul 1903- 1938 este prezentată în Anexa I. Lucrările 5 - 14 din această listă sunt din domeniul chimiei substanțelor complexe, domeniu pe care l-a inițiat și a fost apoi dezvoltat de discipolii săi. Dintre doctoranzii săi, au finalizat teza *Gheorghe Spacu (1916)*, *Ruxanda Râșcanu*, *Timotei Coșciug și Anton Ablov (1938)*.

3. Urmașii: familia academică a lui Neculai Costăchescu

Se spune că un profesor este cu adevărat mare, atunci când este depășit de discipolii săi. Profesorul Costăchescu a reușit să transmită pasiune și pricepere doctoranzilor săi în cercetarea complexilor, un domeniu care este și astăzi în actualitate.

Primul sau « *copil* » a fost **Gheorghe Spacu** care, însoțit de **Raluca Ripan**, a fondat școala de Chimie anorganică modernă de la **Cluj** (1920- 1940), apoi cea de la **București** (1940- 1955). De la Cluj, s-a transmis la **Timișoara** prin intermediul lui **Ilie Murgulescu și Coriolan Drăgulescu**. Un alt discipol ilustru al lui Costăchescu a fost **Anton Ablov** care a fondat Laboratorul de Chimie coordinativă din **Chișinău**, condus, după 1978 de academicianul **Nicolae Gorbălău**.

La Iași, catedra sa a fost preluată în 1939 de **Radu Cernătescu**. Anexa II este o listă de 17 profesori și academicieni care sunt urmași direcți, precum și « *urmașii urmașilor* » lui *Neculai Costăchescu până la a 5-a generație*. Este o familie academică numeroasă care cuprinde cel puțin 500 membri.

Școala sa are filiale în 5 mari centre universitare: București, Cluj-Napoca, Timișoara, Iași și Chișinău. Lista poate fi corectată și completată. Ca recunoaștere a valorii operei sale științifice, a fost ales Membru corespondent al Academiei Române în 1925 și Membru de Onoare în 1936 [4].

4. Profesor, ministru, președinte al Senatului, combatant în bătăliile de la Oituz

Despre Profesorul Costăchescu, C. V. Gheorghiu scria [1]: *«Ca Profesor, Nicolae Costăchescu făcea lecțiuni strălucite; totdeauna la curent cu ultimele progrese ale chimiei. Chestiunile cele mai grele le expunea cu o claritate și un talent didactic impresionant. Toate cursurile sale erau însoțite de numeroase experiențe din cele mai grele, conduse cu o mână de maestru. Admiram la el siguranța gândirii, precizia ideilor, claritatea și eleganța vorbirii. În laborator a dezvoltat o activitate bogată în domeniul chimiei minerale, inițiind în țara noastră cercetările asupra stărilor complexe, preparând o serie de complecși noi, formând o serie de chimiști distinși care au făcut cinste Universității din Iași. Dintre numeroșii săi elevi amintim: Gheorghe Spacu, Raluca Ripan, Antonie Ablov, Ruxanda Râșcanu, Timotei Coșciug, D-na Triandaf. Un coleg cu spirit împăciuitor, iar în consiliile de facultate avea un tact deosebit în rezolvarea chestiunilor cele mai grele ».*

Între 1916-1917 a fost comandant de companie în luptele de la Oituz care au atins un maxim în 11-13 august 1917. Cu deviza *« pe aici nu se trece »* trupele române au împiedicat puterile centrale să cotopească țara. Totuși, deoarece Rusia s-a retras, România a trebuit să semneze armistițiul de la Focșani în 9 decembrie 1917. Dar, în final, victoriile de la Mărăști, Mărășești și Oituz, din 22 iulie - 22 august 1917, au permis României recuperarea provinciilor ocupate de imperiile învinse, în 1918-1920.

Experiența războiului I-a convins pe Profesorul Costăchescu să intre în politică pentru a contribui la îndeplinirea promisiunilor făcute de către Rege soldaților (*pământ și drept de vot*). La 18 decembrie 1918 s-a înscris în *Partidul Țărănesc* al lui Ion Mihalache și a fost ales vice-președinte. În 1926 acest partid a fuzionat cu *Partidul Național Român* al lui Iuliu Maniu, formând *Partidul Național Țărănesc*. Profesorul Costăchescu a fost ales președinte al PNT pe Moldova. La alegerile din 1928, PNT a obținut 77,76% din voturi la Cameră și a guvernat între 10 noiembrie 1928 - 14 noiembrie 1933, cu o întrerupere de un an (aprilie 1931- mai 1932) de guvernul Iorga.

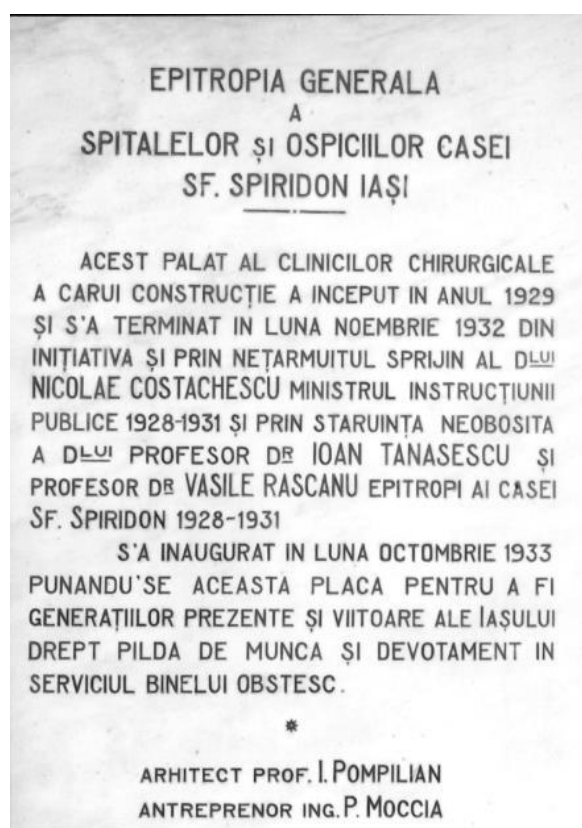
În cele trei guverne PNT, Neculai Costăchescu a fost *Ministru al Instrucțiunii Publice* și a militat pentru ridicarea școlilor de toate gradele: *«Școala sătească să fie dezvoltată în raport cu structura neamului nostru»*, dar și școla superioară pentru că *«din amfiteatru va porni mișcarea sănătoasă care va îmbrățișa tot învățământul până jos»*, spunea el.

A iubit foarte mult Universitatea Mihăileană (așa s-a chemat între 1933 și 1942) pentru care, ca ministru, a alocat fonduri și a controlat lucrările de extindere a Palatului universitar de la Copou. Lucrările, inaugurate în 1933, au continuat și după 1940.

De asemenea, a alocat fonduri și a urmărit extinderea clădirii Facultății de Medicină cu aripa din dreapta (dinspre spitalul Spiridon). Un al 3-lea palat făcut pentru Universitate a fost cel al Clinicilor Chirurgicale de la Spitalul *«Sf. Spiridon»*. Pe holul de la intrarea în Clinica II (cea din mijoc), pe peretele de lângă amfiteatru,

s-a făcut un altorelief în care Profesorul Dr. Ioan Tănăsescu, atunci Rector, mulțumea ministrului Neculai Costăchescu pentru ajutorul acordat la construcția acelor clinici-cele mai moderne din țară în acei ani (Fig. 13).

În calitate de ministru al Instrucțiunii a făcut parte din *Consiliul Fundației Culturale «Regele Ferdinand I»*, format din Ministrul Casei Regale, Rectorul Universității și secretarul general al Fundației (G.T. Kirileanu) având un rol decisiv în alegerea proiectului (din cele 7 înscrise la concurs).



Prof. Ion Tănăsescu

Fig. 13. Placa memorială care marchează contribuțiile lui N. Costăchescu și I. Tănăsescu



Fig. 14. Inscricțiya fixată pe peretele de la intrarea în amfiteatru, între busturile Prof. Nicolae Hortolomei și Prof. Leon Scully



Fig. 15. Sală de operație în anii '30 (Clinica Prof. I. Tănăsescu)

Astfel, 4 dintre cele mai frumoase palate ale Iașilor sunt legate de cei 3-6 ani în care Neculai Costăchescu a slujit ca ministru al Instrucțiunii Publice. De asemenea, între 4 august 1932 și 18 noiembrie 1933, a slujit țara ca *Peședinte al Senatului României* [6]. A activat cu dăruire și la conducerea *Ligii Culturale* care avea ca program emanciparea culturală și unitatea tuturor românilor.

Neculai Costăchescu a sprijinit învățământul superior tehnic, existent la Facultatea de Științe a Universității din Iași din 1912 sub numele de *Secția de Științe Aplicate (Electrotehnică, Chimie Industrială, Chimie Agricolă)*. Între anii 1937-1938, Chimia Industrială și Electrotehnică au devenit facultăți fondatoare ale *Școlii Politehnice «Gheorghe Asachi»* (astăzi, Universitatea Tehnică «Gheorghe Asachi», cu 11 facultăți). Profesorul Costăchescu a fost ales primul *Decan al Facultății de Chimie Industrială*. Deși bolnav, a ținut o minunată *lecție de deschidere* la începutul anului universitar 1938-1939. A fost, de fapt, ultima sa lecție. Din cauza bolii, n-a mai ținut nici o prelegere în acest an universitar 1938-1939. A murit la 14 iulie 1939. I- a urmat, ca Decan, Profesorul C. V. Gheorghiu. Nu a avut alți urmași decât soția sa, *Antoaneta*.

Despre funeraliile din iulie 1939 scria și ziarul *Universul* din București: « *a dispărut Neculai Costăchescu, o mare personalitate a Iașilor și a țării. Sicriul a fost depus la Catedrala Mitropolitană din Iași. Un adevărat pelerinaj la sicriul defunctului; mii de cetățeni din toate clasele sociale vin și aduc un ultim omagiu celui dispărut* ». Au participat: Patriarhul Nicodim, Petre Andrei - Ministrul Educației Nationale, Ministrul Comunicațiilor. Ion Mihalache (urcat pe un scaun) a ținut un discurs impresionant din partea PNT.

Prin lucrările sale care au deschis noi orizonturi, prin devotamentul și credința în știință, prin dragostea față de universitatea ieșeană, merită recunoștința noastră. Au fost peste 70 ani de tăcere nedreaptă. Neculai Costăchescu nu are nici un bust în Iași.

5. Bibliografie

1. Gheorghiu C.V., *Profesorul Neculai Costăchescu (1876- 1939)*, Revista Științifică "V. Adamachi", 25(3), 1939, 111- 113.
2. *Anuarul Universității din Iași, anii 1897-1939*, <http://www.muzeul.uaic.ro/ro/cercetare-si-arhiva/anuarul-universitatii>.
3. Batar D.G., Anton V. Ablov (1905- 1978), Izd. Nauk, Chișinău, 1986.
4. Giurescu C.D., *Dicționar biografic de istorie a României*, Editura Meronia, București, 2008, p. 152- 153.
5. Costăchescu N., *Jurnal de front (1916- 1917)*, *Inedit*, Editura Ștef, Iași, 2009.
6. Agrigoroaie I., *Universitari ieșeni, președinți ai Senatului României: Paul Bujor, Traian Bratu, Neculai Costăchescu*, Editura Demiurg, Iași, 2015.
7. Siminiceanu I., *Evocarea "In memoriam Nicolae Costăchescu (1876 - 1939)"*, Muzeul "Poni- Cernătescu", menționată în *Ziarul de Iași*, 12 octombrie 2016.

6. Anexa I. Principalele lucrări științifice ale lui Neculai Costăchescu

1. *Action de l'acide azotique de differentes concentrations, sous pression, sur l'isopentane*, Ann.Sc. Univ. Jassy, T. 2, 1903, p. 119.
2. *Sur les isohexanes contenus dans les petroles roumains*, Ann. Sc. Univ. Jassy, T. 3, 1904, p. 95.
3. *Gazurile cuprinse în sare și în vulcanii de glod din România*, 1905 (teza de doctorat, conducător Pentru Poni).
4. *Sur un heptane secondaire contenu dans le petrole roumain*, Ann.Sc. Univ. Jassy, T. VI, 1909, p. 294.
5. *Ueber die Hydrate des Chromfluorids und einen Fall von koordinations- polymerie bei Hydraten*, Berichte deutsch. Chem. Ges. XXXXI, 1909, I, 132.
6. *Fluosels de Vanadium*, Ann.Sc. Univ. Jassy, T. 6, 1910 p.117.
7. *Fluorures de Cobalt et de Nickel*, Ann.Sc. Univ. Jassy, T. 7, 1911, p. 5.
8. *Fluorures complexes de chrome*, Ann.Sc. Univ. Jassy, T. 7, 1911, p. 87.
9. *Sur la formation des combinaisons complexes en dissolution* (cu Th Apostoi), An. Sc. Univ. Jassy, T. 7, 1911, p. 101
10. *Sels complexes de fer* (cu Gh. Spacu), An.Sc. Univ. Jassy, T. 7, 1911, p. 134.

11. *Fluorures complexes de chrome, II*, An.Sc. Univ. Jassy, T. 8, **1914**, p.16.
12. *Influence des substituants dans les bases et les anions sur l'indice de coordination s'un metal* (cu A. Ablov), An.Sc. Univ. Jassy, T. 16 (f.3-4), **1930**, p. 515.
13. *Fluorures complexes de chrome, II-e communication*, An.Sc. Univ. Jassy, T. 17 (f.1- 2), **1931**, p. 149.
14. *Fluorures complexes de chrome, VIII-e communication*, An.Sc. Univ. Jassy, T. 25 (f.1- 2), **1938**, p. 385.

6. Anexa II. Școala inițiată de Neculai Costăchescu în Chimia modernă

1. Gheorghe Spacu (1883-1955), doctorat în 1916 la Iași cu Neculai Costăchescu (teza : «*Combinațiuni complexe cu fier. Feramine* »). Profesor la Cluj (1920- 1940) și la București (1940-1955), Academician din 1936.

2. Radu Cernătescu (1894-1958), nepotul lui Petru Poni, urmașul lui Neculai Costăchescu la Catedra de Chimie Anorganică din Iași (1938-1958). Academician în 1948 (Membru Corespondent din 1940), primul director al Institutului de chimie « Petru Poni » din Iași.

3. Raluca Ripan (1894-1975), doctorat în 1924 la Cluj cu Gh. Spacu. A fost Profesor (1942-1975), șef catedra Anorganică (1948-1964), Decan la Chimie (1948-1952), Rector la Universitatea din Cluj (1952-1956), prima femeie Academician din 1948, Președintele Filialei Cluj a Academiei (1957-1975).

4. Ilie Murgulescu (1902-1991), fiu de țăran de la Cornu (Dolj), a studiat Chimia la Cluj unde a susținut teza de doctorat în 1930 cu Gheorghe Spacu («*Complecții cuprului cu anionul tiosulfat*»). Specializarea din 1932-1933 în fotochimie la Leipzig l-a adus în contact cu chimia fizică și câțiva laureați Nobel în domeniu (Debye, Heisenberg, Fajans, s.a.m.d.). În 1934 a intrat prin concurs pe postul de conferențiar de Chimie fizică și analitică la Politehnica din Timișoara, unde a devenit Rector în 1947-1949. În 1949 s-a transferat ca profesor de chimie-fizică la Universitatea București unde a devenit Rector în 1949-1950. Academician din 1948, vice-președinte între anii 1959-1963 și președinte (1963-1966) al Academiei Române, Ministru al Învățământului (1950-1956, 1960-1963). A condus 30 teze de doctorat (7 teze de dr. habilitat). Autor al tratatului de Chimie fizică în 7 volume.

5. Constantin Gh. Macarovici (1902-1984). Licența în 1926 la Iași, doctorat în 1931 la Cluj cu Gh. Spacu, Membru Corespondent al Academiei în 1955. Autor de manuale de Chimie analitică.

6. Anton Ablov (1905-1978), doctor 1932 la Iași cu Neculai Costăchescu, Profesor la Universitatea din Chișinău, membru al Academiei RSS Moldova (1961), director al Institutului de Chimie al Academiei din Chișinău. O mare personalitate, cu mulți discipoli.

7. Petru Gh. Spacu (1906-1995), doctorat în 1932 cu Gheorghe Spacu și urmașul acestuia la Catedra de Chimie anorganică a Universității Politehnica din București, Academician din 1990.

8. Coriolan Drăgulescu (1907-1977), licențiat în chimie la Cluj în 1930 și doctorat în chimie - fizică («*Contribuții la teoria eflorescenței substanțelor*») în 1936, asistent la Chimie anorganică timp de 8 ani, publică cu Gh.Spacu și Raluca Ripan. În 1940, refugiat la Timișoara, se apropie de Ilie Murgulescu și de mișcarea de stânga care-l propune primar. Obține înființarea facultății de Chimie industrială de la Politehnica din Timișoara (Decret 161 din 1948) și este numit primul Decan, Rector fiind Ilie Murgulescu. În 1963 era Academician (Membru Corespondent din 1956) și a condus 38 doctoranzi.

9. Candin Liteanu (1914-1990), licența cu Ilie Murgulescu în 1941 la Timișoara (în refugiu), doctorat în 1945 cu Raluca Ripan la Cluj, șeful catedrei de

Chimie anorganică și analitică (1964-1977) la UBB Cluj, Membru Corespondent al Academiei din 1974.

10. Maria Brezeanu (1924-2005) doctorat în 1956 la București în *Complexe polinucleare*, cu Petru Spacu, Academician din 1993.

11. Victor Emanuel Sahini (1927-2017), doctor în chimie din 1962 cu «*Contribuții la teoria legăturii coordinative*» cu Ilie Murgulescu, șef catedră la Chimie-fizica Universitatea Politehnica din București, Academician din 1990 (Membru Corespondent din 1963).

12. Dumitru Batar (1927-2014), discipol al lui Anton Ablov, a scris o carte despre acesta.

13. Nicolae Garbalau (1931-2006), urmașul lui Anton Ablov din 1978 ca director al Institutului de Chimie al Academiei de Științe a Republicii Moldova și directorul Laboratorului de Chimie coordinativă, academician. A publicat *Templete Synthesis of Macrocyclic Compounds*, Wiley VCH, 1999.

14. Eugen Segal (1933-2013), doctor în 1963 în cinetica chimică la Ilie Murgulescu, Academician din 2009 (Membru Corespondent în 1991).

15. Ionel Haiduc (1937-). Licența cu Raluca Ripan între anii 1959-1960 «*Introducere în chimia ciclurilor anorganice*» - publicată în volum) la Cluj. Doctorat la Moscova în 1963 cu Adrianov (1904-1978). Președinte al Academiei Române (2006-2014).

16. Maria Zaharescu (1938 -), licența în Chimie la Cluj- 1959, doctorat în 1971 la Institutul de Chimie Cluj, Academician din 2015 (Membru Corespondent din 2001 până în 2015).

17. Marius Andruch (1954-), doctorat în 1988 cu Maria Brezeanu, Academician din 2009. În prezent, președinte al Secției de Chimie a Academiei Române.

ILIE SIMINICEANU

Profesor Emeritus, MC al Academiei de Științe Tehnice din România

Departamentul de Inginerie Chimică

Universitatea Tehnică "Gheorghe Asachi" Iași

Tel. 0742 292936

Ilie.siminiceanu@tuiasi.ro

DEGRADATION OF LIGNOCELLULOSIC BIOMASS BY FILAMENTOUS FUNGI: ROLE OF OXIDOREDUCTASES, FREE RADICALS AND PROTECTION AGAINST OXIDATIVE STRESS

Craig B. FAULDS, Marianne DAOU

*Université, INRA UMR 1163 Biodiversité et Biotechnologie Fongiques (BBF),
Polytech Marseille, 163 avenue de Luminy, 13288 Marseille cedex 09, FRANCE*

craig.faulds@univ-amu.fr

<https://www6.paca.inra.fr/umrbcf>

<http://polytech.univ-amu.fr/formations/cycle-ingenieur/biotechnologie>

DEGRADAREA BIOMASEI LIGNOCELULOZICE DE CĂTRE FUNGILE FILAMENTOASE: ROLUL OXIDOREDUCTAZELOR, RADICALI LIBERI ȘI PROTECȚIA ÎMPOTRIVA STRESULUI OXIDATIV.

1. Domeniul fungilor și diversitatea lor
2. Biomasa și degradarea lignocelulozică
3. Enzime pentru deconstrucția lignocelulozei
 - i. Lacaze
 - ii. Hemperoxidaze
 - a. Peroxidaze care acționează asupra ligninei (AA2)
 - b. Peroxidaze pentru coloranți
 - c. Peroxigenaze și haloperoxidaze
 - d. Peroxidaze-catalaze
 - iii. Citocromul P450
 - iv. Superoxid dismutaza
4. Apa oxigenată/generare de radicali, ioni metalici și metaboliți secundari fungici
5. Răspunsul fungic la radicalii liberi
6. Concluzii
7. Bibliografie

1. The Fungal Kingdom and Diversity

Amongst the most important organisms living on our planet are the fungi. With an estimated 3 to 4 Million different species existing on Earth [39], the Fungal Kingdom, with its astonishing intra- and inter-specific diversity, remains without reservation the least well known Kingdom, both at a fundamental physiological level and at a level of potential applications. However only 120 000 individual species have been described so far [39].

Fungi are major players in the natural decomposition of plant matter, environmental pollutants and carbon recycling due to the vast arsenal of enzymes at their disposal, and partly due to this, fungal enzymes currently represent over 60% of the technical enzymes commercially available. At present, research, including that at my laboratory, is focusing on understanding the role of whole fungi, individual enzymes and combinations of these in the deconstruction of lignocellulosic biomass, a subject at the core of a global challenge to convert sustainable plant biomass into

alternative fuels and to provide renewable precursor for industrial processes to replace those traditionally obtained from fossil reserves. Fungi provide a critical part of nature's continuous rebirth. The enormous diversity of taxa within the fungal kingdom encompasses varied ecologies, life cycle strategies and morphologies ranging from unicellular aquatic chytrids to large mushrooms. As all fungi are heterotrophic, meaning that they cannot make their own food like plants, they must gain nutrients from other organisms through growth on the organism and absorption of their nutrients. Fungi release enzymes that essentially digest the food that they are attached to. Once the organism is broken down by the enzymes, the fungi are able to "simply" absorb the nutrients to live.

The distribution of fungi is worldwide, growing in a wide range of habitats, including extreme environments such as deserts or areas with high salt concentrations [89] or ionizing radiation [28], as well as in deep sea sediments [90]. Some can survive the intense UV and cosmic radiation encountered during space travel [98]. Most grow in terrestrial environments, though several species live partly or solely in aquatic habitats, include those living in hydrothermal areas of the ocean [61].

In mycology, species have historically been distinguished by a variety of methods and concepts. Classification based on morphological characteristics, such as the size and shape of spores or fruiting structures, has traditionally dominated fungal taxonomy. Species may also be distinguished by their biochemical and physiological characteristics, such as their ability to metabolize certain biochemicals, or their reaction to chemical tests. The biological species concept discriminates species based on their ability to mate. The application of molecular tools, such as DNA sequencing and phylogenetic analysis, to study diversity has greatly enhanced the resolution and added robustness to estimates of genetic diversity within various taxonomic groups [42], leading over the last decade to a revolution in the genomics of the fungal kingdom. Since the sequencing of the first fungal genome in 1996, the number of available fungal genome sequences has increased by an order of magnitude. Over 40 complete fungal genomes have been publicly released with an equal number currently being sequenced, representing the widest sampling of genomes from any eukaryotic kingdom. Moreover, many of these sequenced species form clusters of related organisms designed to enable comparative studies. These data provide an unparalleled opportunity to study the biology and evolution of this medically, industrially, and environmentally important kingdom. In addition, fungi also serve as model organisms for all eukaryotes. The available fungal genomic resource, coupled with the experimental tractability of the fungi, is accelerating research into the fundamental aspects of eukaryotic biology.

The enormous biological diversity in fungi encompasses four major groups of fungal organism, i.e., ascomycetes, basidiomycetes, zygomycetes, and chytrids. Fungal cellular physiology and genetics share key components with animal and plant cells, including multicellularity, cytoskeletal structures, development and differentiation, sexual reproduction, cell cycle, intercellular signaling, circadian rhythms, DNA methylation, and chromatin modification. The shared origins of the genes responsible for these fundamental biological functions between humans and fungi continue to make the understanding of these fungal genes of vital interest to human biology. In addition, their genomes are more easily sequenced and annotated relative to most metazoans and their experimental tractability makes fungi among the most useful model systems in cell biology.

Fungi are fundamental and predominant influences in almost all aspects of our lives. They are involved in generating the food we eat and drink, constantly providing new life-saving pharmaceutical agents, and are the major source of commercial enzymes; and yet they adversely affect the structural integrity of our buildings (rot and moulds), poison us, cause common mycoses and in not so rare cases can kill us, and they are the principal group of microbes responsible for plant diseases that threaten global food security. Not surprisingly given their importance to humans, some species of fungi have been studied extensively. For instance, the yeast *Saccharomyces cerevisiae* was the first eukaryote with a sequenced genome and became the premier model species to understand large parts of eukaryotic molecular biology. However, the realm of fungal biology is far vaster and almost entirely unexplored beyond a handful of model species, especially with estimates of between 3-4 million fungal species on the planet [39]. The continuing reduction in DNA sequencing costs and the implementation of functional studies through gene manipulations are allowing hitherto unexplored fungi to reveal insights into their biology, at a level that would have been barely dreamed of for the model species less than a decade ago. This is a new golden age of discovery in the fungi, and an exciting time to be involved in fungal research, providing new opportunities and avenues for fungal research for future generations.

2. Lignocellulosic biomass and degradation

The plant cell wall of woody plants and grasses, generally consists of three predominant polymers: cellulose, hemicellulose and lignin. Lignin is second only to cellulose in terms of the abundancy of natural polymeric material in existence, and so its turnover is very important in terms of carbon recycling. The heterologous nature of the plant cell wall coupled with inter-plant compositional variation, requires any organism requiring to deconstruct plant-derived material to produce a wide array of mechanisms to effectively perform this function. This holds true for any aerial or soil-born organism, pathogenic or symbiotic, as well as our own gut microbiome breaking down fruit and vegetable fibres for our own well-being. This review will concentrate on the mechanisms that fungi employ to degrade those lignocellulosic polymers, and in particular those soluble and insoluble aromatic compounds they are exposed to. Not all compounds that the fungi are exposed to are beneficial to their health, and so fungi have evolved a range of strategies to address their contact with the innumerable toxic compounds which find their way into the environment. These processes can include degradation, transformation, adsorption and mineralization [84].

Soil-dwelling, endophytic, saprophytic and pathogenic fungi can adapt to various environmental and growth conditions through their genomes containing a wide range of genes encoding oxidative and antioxidative enzymes. The *Chaetomiaceae*, for instance, can contain genes representing members of the 4 known heme peroxidase superfamilies. Certain genes are believed to have been incorporated into the fungal genome through horizontal gene transfer from bacteria [131]. In the same genomes, genes encoding peroxide degrading enzymes exhibited a greater diversity than those genes encoding peroxide-generating activities [131].

3. Enzymes for lignocellulose deconstruction

The main armoury that fungi possess for the deconstruction, assimilation and detoxification of plant material are their extracellular (secretomes) and intracellular

enzymes (Fig. 1). The enzymes involved in the breakdown and utilization of biomass-derived material have been classified by various software tools. One such database is the carbohydrate-active enzymes database (CAZy), based in Marseille, which provides a searchable constantly updated sequence-based family classification linking the sequence of enzymes acting on oligo- and polysaccharides to their specificity and 3D structure [68]. The database was expanded to accommodate activities associated with lignocellulose deconstruction and subsequent conversion (the Auxiliary Activities, or AA, families) [64]. At the time of writing, there are over 12,000 modules classified within the 14 AA families. Not all the enzymes mentioned below are contained within the CAZome, and while I will mention where relevant the CAZy family, I will concentrate solely on the main enzymes involved in generating free radical species involved in the attack on poly-aromatic structures, and enzymes produced (intra- and extra-cellular) for the regulation and removal of these radicals (Fig. 2).

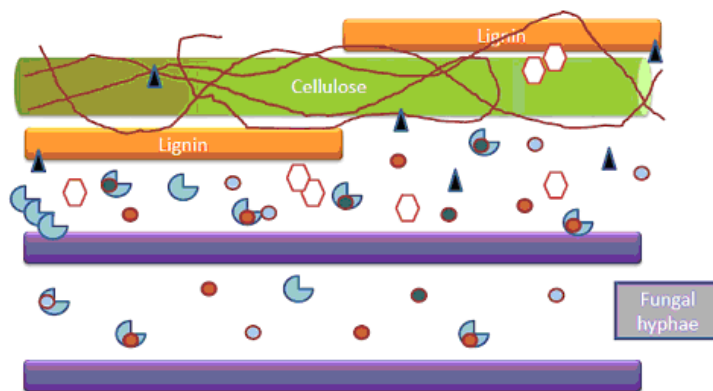


Figure 1. Cartoon of the intracellular and extracellular interaction of fungal enzymes (blue shapes) involved in the degradation of aromatic compounds (orange shapes) derived from lignocellulosic biomass, together with the involvement of free and enzyme-bound iron (red circles), copper (blue circles) and manganese (purple circles).

i. Laccases

Laccases (EC 1.10.3.2), an industrially-relevant class of oxidoreductases (AA1 [64]) are well-defined multicopper oxidases catalysing the oxidation of a substrate with simultaneous reduction of dioxygen to water [107]. They do not require the presence of co-enzymes or co-factors, such as NAD(P)H. Fungal genomes contain a number of laccase-encoding genes, some of which are constitutively produced while others are inducible. The most characterized laccases are found in fungi belonging to the Basidiomycetes and Ascomycetes where they were found to be implicated mainly in defence response, morphogenesis and lignin degradation [38]. Laccases contains one type-1 (Cu1), one type-2 (Cu2) and two type-3 (Cu3) copper ions with Cu2 and Cu3 ions forming a cluster [38]. The oxidation of the four single-electrons of the substrate is coupled to the four electron reduction of dioxygen via four Cu atoms of the fungal enzyme [107] with Cu1 acting as the primary electron acceptor in this reaction [38]. The energy needed for a laccase to remove an electron from the substrate is directly related to the redox potential (E°) of this enzyme and more specifically on the E° of the electron acceptor Cu1 [123]. Thus laccases with higher E° Cu1 are able to oxidize substrates with higher E° and are more interesting for biotechnological applications [91].

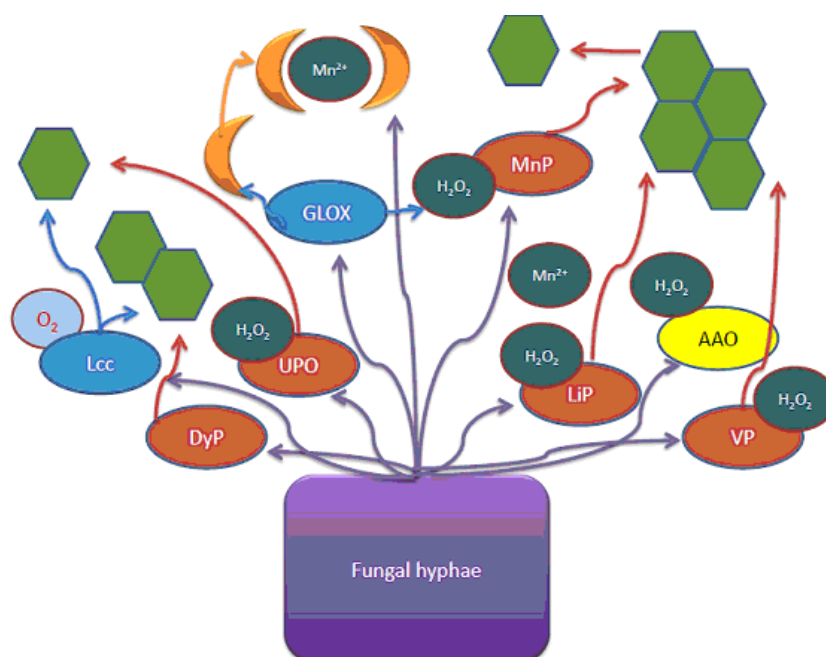


Figure 2. Cartoon illustrating the main oxidoreductases implicated in the extracellular deconstruction of mono- and polymeric plant-derived aromatic compounds (●), together with their association with oxygen, hydrogen peroxide and or Manganese. Metal chelators, either secreted by the fungal hyphae or generated through enzymatic action are shown as ☾

Laccases are characterized by their ability to react on a broad range of substrates such as aminophenols, *ortho*- and *para*-diphenols, polyamines, polyphenols, aryl diamines and a number of inorganic ions [38]. The substrates' range can be further extended to include non-phenolic compounds in the presence of synthetic mediators such as ABTS (2,2'-azinobis(3-ethylbenzthiazoline-6-sulfonate)) and HBT (1-hydroxybenzotriazole) [108] or natural phenolic mediators [24]. The interest in fungal laccases and their use in biotechnological applications has increased in recent years since they do not require hydrogen peroxide in their reaction, are highly stable, and can be immobilized [91]. In addition, the broad range of substrates specificity especially with the addition of mediators expanded the use of laccases in industrial processes such as delignification of lignocelluloses, bleaching, detoxification of textile dyes, bioremediation of xenobiotics, pesticides and explosives, treatment of wastewater and pollutants [32], the production of natural dyestuff, in the cosmetic industry, for organic synthesis of different pharmaceutical compounds, production of biosensors, and in the production of foods, films and gels.

ii. Heme Peroxidases

Classical peroxidases (EC 1.11.1) and heme-containing peroxygenases (EC 1.11.2) can be classified into either the peroxidase-catalase or the peroxidase-cyclooxygenase superfamily, as well as also families of di-heme peroxidases, dye-peroxidases and haloperoxidases. While these enzymes all contain a single heme cofactor (protoporphyrin IX), there is a low phylogenetic connection between them. A number of different heme peroxidases have now been reported from filamentous fungi and are involved in biomass degradation and peroxide regulation.

a. Lignin-acting peroxidases (AA2)

Ligninolytic peroxidase (Class II heme peroxidases) were first isolated in the 1980s from the white-rot fungus *Phanerochaete chrysosporium*, and termed “ligninase” due to their high redox potential enabling them to oxidize dimeric lignin-model compounds. It was subsequently revealed that ligninolytic fungi produce a number of heme-containing peroxidases which are involved in the modification and breakdown of lignin and other recalcitrant molecules. The classical peroxidase cycle where the iron in the native enzyme is high-spin, penta-coordinated, while that of the so-called Compound II is low-spin and hexa-coordinated and the structures of the enzymes has previously been well documented, and an example can be found in Falade et al [36]. The three main types of lignin-acting heme peroxidases- lignin peroxidase (LiP; EC 1.11.1.14), manganese peroxidase (MnP; EC 1.11.1.13) and versatile peroxidase (VP; EC 1.11.1.16)- have been extensively studied.

Lignin peroxidase (LiP), in the presence of H₂O₂, oxidizes non-phenolic lignin model compounds including β-O-4aryl glycerol-aryl ethers through the formation of radical cation by one-electron transfer leading to side-chain cleavage, demethylation, etc [123]. In addition, LiPs can oxidize phenolic compounds, such as catechol, guaiacol, N-substituted anilines, syringic acid, with the aid of a mediator such as veratryl alcohol [99] and glutathione [23]. The heme group is completely fixed into the structure but is accessible through two small channels in the protein. The molecular weight of characterized LiPs is in the 38-43 kDa range, and fungal LiPs have a pI of 3.3-4.7. The low pH optimum of 3.0 for the *Phanerochaete chrysosporium* LiP distinguishes it from other lignin-acting peroxidases.

Manganese peroxidases (MnP), generally the most abundant secreted lignin-acting peroxidase, preferentially oxidizes the manganese(II) ions (Mn²⁺) present in wood and soils, and also taken up by the fungi, into the highly reactive Mn³⁺. This in turn is stabilized by secreted fungal chelators, such as the carboxylic acids (eg oxalate, malonate, tartrate, lactate). This chelated Mn³⁺ then can act as a low-molecular weight, diffusible redox-mediator that attacks by one electron transfer the phenolic lignin structures in the lignocellulose resulting in the formation of instable free radicals that tend to disintegrate spontaneously [44]. These radicals are thought to be a source of peroxides that are generated via autocatalytical reactions and can be used by MnP in the absence of external H₂O₂ [58]. Depolymerization can be enhanced by the presence of co-oxidants such as thiols (e.g. glutathione) or unsaturated fatty acids.

Versatile peroxidases (VP) combine the catalytic properties of both MnP (phenolic oxidation via Mn²⁺) and LiP (oxidation of non-phenolic aromatics), suggesting an adaption to versatility in activity. VPs can oxidize high redox substrates due to a solvent exposed catalytic tryptophan on the surface of the protein in close proximity to the heme channel, the tryptophan becoming radicalized through long-range electron transfer from the lignin polymer or small substrate to the Trp to the heme [95]. While Mn²⁺ is the most abundant substrate for this enzyme, under conditions of manganese sufficiency in the medium, expression of the VP from *Pleurotus ostreatus* is repressed [55]. A second buried Trp has recently been identified though computational analysis with site-directed mutagenesis as the most probably electron transfer carrier in the VP from *Pleurotus eryngii*, indicating an electron transfer pathway involving this buried Trp, a neighbouring Phe residue and the surface exposed Trp existing in both VP and LiP [2].

b. Dye peroxidase

The first dye-decolourizing heme peroxidase (DyP: EC 1.11.1.19) was first described in 1999 from the soil-dwelling fungus *Bjerkandera adusta* (previously known as *Geotrichum candidum*), and the numbers of characterized DyPs from both prokaryotes and eukaryotes has increased rapidly, and many more putative *dyp* genes have been identified through genome sequencing. Currently several hundred DyP sequences have been identified in Basidiomycetes and other filamentous fungi, and classified into seven genome clusters with differences at the amino acid level which could influence catalytic and physico-chemical properties [67]. The heme pocket architecture is similar to that found with other heme peroxidases, although overall structure demonstrates a two-domain $\alpha+\beta$ ferredoxin-like fold that is distinct from the α -helical folds found in the other peroxidases [101]. The natural substrates for DyPs have yet to be identified, although they have been shown to improve biomass degradability [97], and due to their natural habitat in soils, may be involved in the turnover of carbon in forests. It appears unlikely that DyPs act directly on the lignin polymer, and their activity against lignin model compounds were found to be only 4% of the LiP from *P. chrysosporium* [65]. Similar to laccases, DyPs have the ability to oxidize substituted phenols such as industrial dyes, in particular anthraquinone derivatives which are poor substrates for other peroxidases [66]. Dyes and similar substrates for DyPs do not directly interact with the buried heme, and so electron transfer occurs via reactive radical-forming exposed residues, usually aromatic amino acids such as tyrosine and tryptophan, which are absent in LiP and VPs. It is thought that the reason behind this absence is to protect the enzyme against oxidative inactivation through coupling or other similar reactions between tyrosine phenoxy radicals [67]. Why DyPs contain so many of these reactive residues suggests a difference in environment where DyPs are produced in comparison with the other lignin-acting peroxidases, or provide a different lignin-degrading system to that found in most Basidiomycetes.

c. Peroxygenases and haloperoxidases

The enzymatic oxyfunctionalisation of organic compounds can be performed by unspecific peroxygenases (UPO, also known as aromatic peroxygenases: EC 1.11.2.1), first reported in 2004 [114]. UPOs functionally represents a hybrid of P450s and heme peroxidases, while structurally belonging to the heme-thiolate peroxidase (HTP) superfamily. Unlike P450s, they are secreted enzymes, more stable and only require H_2O_2 for their activation. Fungal UPOs have been shown to convert nearly 90% of all priority pollutants listed by the US Environmental Protection Agency, and Hofrichter and colleagues recently consider them to be the extracellular equivalent of intracellular monooxygenases like P450s and involved in the fungal response to toxins and xenobiotics in the natural environment which would place the fungal cells under stress. Peroxygenases use aromatic and aliphatic compounds as substrates, giving it a wide application range for biotechnological processes [45], although their physiological role in fungal growth and biomass deconstruction has yet to be elucidated. UPOs, as with chloroperoxidases (CPO, EC 1.11.1.10), possess at least one halide-binding site. Only a few structures for UPOs have been solved, and in the structure of the peroxygenase from the basidiomycete *Agrocybe aegerita*, this halide-binding site is in the vicinity of the heme pocket entrance [88]. This UPO also contains a redox-inactive Mg^{2+} in the cation-binding site, possibly there to contribute to the stability of the enzyme.

Many natural product synthetic reactions require the halogenation of an aromatic or aliphatic compound. Haloperoxidases, another member of the H_2O_2 -

dependent HTP superfamily, are similar in structure to UPOs, and folding into novel tertiary structures dominated by eight helical segments with a cysteine acting as an axial heme ligand with the distal side being peroxidase-like in that polar residues form the heme pocket [111]. Access to the heme pocket is restricted to the distal face, allowing only small molecules to interact with the iron-linked oxygen atom, as also found in P450s. They are however significantly different with respect to their substrate preferences, exhibiting peroxidase, catalase and P450-like activities, as well as displaying an ability to catalyse halogenation reactions. They are different from the non-heme halogenases which are oxygen dependent [116]. In comparison to UPOs, the characterized haloperoxidases are strong oxidizers of halides, preferentially oxidizing Cl^- and Br^- to their respective hypochlorous acids, and containing heme or vanadium as a co-factor. Halogenated natural products, such as indoles, terpenes, phenolics, and high quantities of halogenated hydrocarbons, etc, are frequently reported metabolites in marine microorganisms, and have reported biological activities of pharmaceutical interest, including antifungal, antiviral, and anti-inflammatory activities. The halogenation of these compounds is partially due to the role of haloperoxidases in these organisms [22], although haloperoxidases have also been identified in soil-dwelling organisms where they have a role in the production of CHCl_3 , which is subsequently released into the atmosphere and may participate in the depletion of ozone [120]. A vanadium haloperoxidase has recently been shown to act with the tertiary amine DABCO in improving the delignification, brightening and hexenuronic acid removal in the manufacturing of paper [119].

d. *Catalase-Peroxidase*

The catalase-peroxidase superfamily (EC 1.11.1.21) is the most abundant peroxidase superfamily in various databases. This superfamily is comprised of three classes: Class I include intracellular enzymes involved in the resistance to peroxide challenge in microorganisms, such as cytochrome c peroxidase (CcP) involved in protection against toxic peroxides generated by the electron transport chain, ascorbate peroxidases, and bifunctional bacterial catalase-peroxidases, such as KatG. Class II contain the fungal peroxidases involved in lignin deconstruction, as described above, and Class III include plant peroxidases, such as horseradish peroxidase, implicated in plant cell wall synthesis, hormone catabolism and detoxification. Both the Class I KatG and catalase are induced by the presence of H_2O_2 and, in bacteria, the transcriptional regulator OxyR. H_2O_2 is generated by the host defence mechanisms and accumulates and diffuses between adjacent xylem elements [93], and so phytopathogens need to break it down to facilitate infection [76]. Phytopathogenic fungi, such as the rice blast fungi *Magnaporthe grisea*, contain two KatG paralogues, one being intracellular and the other extracellular [128, 129]. The intracellular enzyme, present in both pathogenic and non-pathogenic fungi, is found both constitutively expressed or inducible by the presence of heavy metals or peroxide [130], while the extracellular catalase-peroxidase is commonly secreted with a monofunctional catalase and is important for hyphal growth upon initial penetration of the fungus into plant tissue [112].

A cytochrome c peroxidase (CCP: EC 1.11.1.5) is involved in the detoxification of H_2O_2 , which appears to be its main role in the yeast *Candida albicans*, although it can also display scavenging activities against methyl glyoxal (MG) and other oxidants (Shin et al, 2017). Intracellular peroxide generation is a by-product of various physiological pathways in filamentous fungi, where it also functions in essential proliferation and differentiation processes [86]. Cytochrome c peroxidase (Ccp1)

deficiency stimulated SOS and Adh1 activity, down-regulated catalase and peroxidase activity, while enhancing KatG, Eapx and Glr1 transcription by decreasing glutathione transferase levels [106].

However, for all the above mentioned peroxidases, elevated peroxide concentrations can lead to substantial heme destruction and thus enzyme inactivation [52]. This can be avoided when a second enzyme is present which acts as an electron acceptor, thus increasing the stability of the peroxidase against auto-inactivation. Co-immobilization of a fungal peroxidase with equine heart cytochrome c was shown to enhance the oxidative stability of the peroxidase 4-fold [96].

iii. Cytochrome P450

Cytochrome P450s (CYP) are found in all domains of life and play an important role in the metabolism and transformation of xenobiotics from the environment through oxyfunctionalization [18, 84], and in primary cellular metabolism such as the creation of fatty acids, steroids and vitamins by the organism. Over 300,000 cytochrome P450 sequences are known to date and have been sorted into families and subfamilies [83]. All P450s belong to the heme b-containing monooxygenases, where the heme cofactor is an essential component for their function in the activation of molecular oxygen to incorporate one molecule of oxygen into a substrate while the other molecule is reduced to water in the presence of NAD(P)H. This need of electron transfer from the NAD(P)H co-factor to the redox partner protein for the initial hydroxylation reaction is a limitation in the application of P450s in a broader technical role, although recent reports to overcome this issue include the construction of fusion proteins involving CYT components, such as a flavodoxin-flavoprotein reductase fusion [13]. The heme-bound iron can adopt different oxidation states and hence can serve as either acceptor or donor. For example, electrons can be transferred from NADPH by a cytochrome P450 reductase (CPR), or they are supplied to the P450s via a cytochrome *b*₅ (CYB5) /NADH cytochrome *b*₅ reductase system. CYB5 can also act as an electron shuttle. In fungi, over 800 CYP families are known [83], and have attracted attention due to their versatile catalytic potential and functional significance [34]. For example, the *Aspergillus fumigatus* P450 complex contains a heme-independent reductase (CPR), and a potential dimeric heme-dependent cytochrome *b*₅ (CYB5)/cytochrome *b*₅ reductase (CBR5) which are involved in the synthesis of the fungal cell wall sterol, ergosterol [6]. Expression of a CYB5 in this ascomycete was repressed under iron starvation by the iron-regulatory transcription factor HapX in order to conserve iron and CYB5 activity was also found to be non-essential under low oxygen conditions, and other electron-shuttling systems are also available in this fungus to compensate for any loss in CYB5 [78].

iv. Superoxide Dismutase

Superoxide dismutases (SOD; EC 1.15.1.1) are a group of metalloproteins which are ubiquitous housekeeping enzyme in nearly all organisms and the major superoxide scavenger in mitochondria resulting in the conversion of superoxide molecules to peroxide and water. The peroxide is then broken down to water and oxygen through cooperation with catalase. The activity of a manganese SOD (MnSOD) from mammalian cells has been found to be regulated by the direct action of a deacetylase [69].

Reduced glutathione (GSH) is the most prevalent cellular thiol in eukaryotic cells and plays a role in the preservation of the intracellular environment in a reduced

state, GSH being involved in the protection of DNA, proteins and lipids against oxidation as well as toxic agents [26]. Reactive oxygen species (ROS) can oxidize cellular GSH or reduce extracellular export which can result in a loss of redox homeostasis in the cell. A deficiency in the enzyme D-erythroascorbate peroxidase in the yeast *Candida albicans* has been shown to lead to glutathione deprivation and this in turns leads to an accumulation of methylglyoxal and ROS coupled with an induction of cytochrome c peroxidase [106]. The accumulation of heavy metals in the white-rot fungus *P. chrysosporium* is regulated at the intracellular level and is associated together with a high accumulation of GSH, as this metabolite is known to have a strong affinity with metals such as cadmium and lead [125]. The presence of glutathione has also been shown to amplify the oxidative strength of Mn(III), the primary mediator, by acting as a secondary mediator for the activity of MnP [46]. Hydroquinone, a molecule generated through lignin degradation, has also been shown to induce oxidative stress in the basidiomycete *Ceriporiopsis subvermispota* and to reduce MnP and laccase transcript levels, and has been proposed that the response of this fungus to oxidative stress contributes to its selectivity towards lignin breakdown during wood decay [9].

Glutathione Transferases (GST; EC 2.5.1.14) belong to a superfamily of multifunctional proteins which play a role in cellular detoxification as well as metabolic processes in many organisms, including man. They conjugate GSH to a variety of electrophilic compounds, and most GSTs are composed of a thioredoxin domain which binds GSH, and a secondary domain which is associated with binding the GSH acceptor molecule [71]. In filamentous fungi, 25 GSTs have been identified in the genome of *P. chrysosporium* and 32 in the genome of *Coprinus cinereus*. A particular class of GSTs, FuA, appears to be conserved in these fungi allowing them to cope with the small aromatic compounds derived from recalcitrant wood or leaf litter which induce oxidative stress on the fungal cells in a system independent on their strategy employed to degrade such biomass [73]. Further specific classes, such as Ure2p and GTT2 have also been identified in wood-rotting fungi [92].

4. Hydrogen peroxide/radical generation, metal ions and fungal secondary metabolites

The concentration of hydrogen peroxide in culture supernatants is amplified in the presence of dicarboxylic acids, dioxygen and protons, usually present to facilitate further production of Mn³⁺ for the activity of MnP. MG can be oxidized by an alcohol dehydrogenase (Adh1) or reduced by an oxidoreductase [106]. Oxalate is formed by white and brown-rot fungi from oxaloacetate and glyoxylate, and may serve as both a chelator of Mn(II) and as a proton source for enzymatic and non-enzymatic degradation of carbohydrates [105]. It is also postulated that oxalate may also function as an inhibitor of ligninolytic heme peroxidases, through the sequestration of Mn²⁺, an electron donor for the production of NADH during the reduction of quinones, a source of formate radicals to reduce dioxygen or ferric iron. The fungal metabolites glyoxylic and oxalic acids are oxidized by the action of fungal MnP in the presence of Mn(II), which allows the enzyme to generate its own hydrogen peroxide [115]. The physiological concentration of the organic acids in the culture supernatant is high enough to permit peroxide generation by the peroxidase, and that both the metabolite and enzyme are present in the culture supernatant at the same time during fungal growth. Another fungal enzyme, the bicupin oxalate oxidase, is involved in the rapid degradation of oxalate, binds Mn ions, and did not display any SOD activity

[35]. This oxidase has been shown to be present in membrane-bound vesicles in the fungal mycelium, forming peroxisome-like structures, some of which are in contact with the outer cell membrane and periplasmic space [4].

Manganese (Mn^{2+}) is an essential micronutrient required for many cellular functions, including resistance to oxidative stress [5]. It serves as a cofactor for ROS-detoxifying enzymes, for example Mn-SOD, KatN. White rot fungi have been shown to be effective in the removal of heavy metals from contaminated land, and a repertoire of nearly 300 putative manganese transporters have been identified in fungal species. In *P. chrysosporium*, 11 Mn-transporters have been identified in the genome covering the need for the fungus to maintain manganese homeostasis and the control of its ligninolytic system [33]. However, these metals themselves can induce oxidative stress in the fungal cells leading to apoptosis. Chromium (VI) at high levels (>20 mg/L) has been demonstrated to promote the formation of ROS with a concurrent increase in SOD and catalase activity and glutathione production in *Pycnoporus sanguineus* [37]. This increase in enzyme activity was however short lived and oxidative damage to the fungus was observed after 24h. While there is much knowledge on the Mn(II)-oxidizing system of fungi belonging to the Basidiomycota phyla, the system in the Ascomycota phyla is less well understood. Certain ascomycete fungi, such as *Stilbella aciculosa*, oxidizes Mn(II) to Mn oxides by producing an extracellular superoxide during cell differentiation [40]. This is not observed in the presence of superoxide scavengers, such as copper, and inhibitors of NADPH oxidases. These authors believe that the production of this superoxide is central to fungal recycling of metals, such as Fe and Mn, both in nature and in the potential to use such fungi in bioremediation processes [80]. A Mn oxide-depositing protein from a *Acremonium*-like hyphomycete fungus was identified as a laccase [79].

Due to its high reactivity, Mn(III) has to be stabilized via chelation by dicarboxylic acids produced by the fungus as metabolites [118]. Low molecular weight metal-binding chelators, such as malonate, lactate or oxalate are secreted by certain wood-rotting fungi and are proposed to be used by the fungi to attack lignin units, or modify the lignin to be more susceptible for attack by laccases or peroxidases [117]. Oxalate and malonate are the only organic acid chelators secreted by fungi in significant amounts [75, 118]. Other known chelators produced by fungi include catecholate where it mediates Fenton reactions [11]. The enzymes compete with the chelators for the free Mn(II), and chelators such as malonate facilitate Mn(III) dissociation from MnP [118].

Excessive manganese exposure is toxic to cells, although the mechanisms involved from induced oxidative stress to reduced energy metabolism are poorly understood. Manganese stress can affect the stability of cellular proteins and other macromolecules as well as heme-enzyme biogenesis through the depletion of iron [53]. Manganese can relieve oxidative stress and iron starvation by activating MnSOD and preserving the function of iron-dependent enzymes, such as the lignin peroxidases [10].

Iron, an essential element for life, is also toxic when levels exceed those required for optimal cellular function. Its uptake requires regulation, and the reduction of Fe(III) to Fe(II) by metalloreductases located on the hyphal surface. Wood has been shown to contain sufficient iron to facilitate the generation of hydroxyl radicals through Fenton-type reactions [56]. Translocation of iron is undertaken through the concerted action of multicopper oxidases (MCOs) with ferroxidase-type activity,

analogous to yeast Fet and Ftr [60]. In *P. chrysosporium*, which does not contain a laccase-encoding gene, such ferroxidase/MCOs could explain how this fungus can efficiently oxidize iron and aromatic amines [60].

The selectivity of white-rot fungi in removing hemicellulose first, followed by delignification and then cellulose degradation reflects a strategy of gene expression timing, and the required deployment of the one-electron oxidative systems required to depolymerize lignins before cellulases are expressed [47]. However, in non-selective ROS systems, such as Fenton reagent, temporal regulation cannot explain the observed selectivity still in existence in filamentous fungi. The production of low molecular weight oxidants specifically targeting the lignin are still required, especially where lignin is removed prior to an increase in the porosity of the lignocellulosic biomass to allow enzyme access [126]. It has yet to be elucidated whether such oxidant species are fungal metabolites reacting with secreted enzymes, or generated through peroxidase or laccase activity on biomass or fungal-derived compounds. A polyomics approach was undertaken to explain how *P. chrysosporium* could use an environmental-adapted metabolic cascade for lignocellulose depolymerization [12]. Many intracellular regulatory networks in this fungus compensated to retain homeostasis during lignocellulose breakdown, especially the ROS-mediated pathways which were essential for providing the fungal cells with the capability to degrade lignin, and the intracellular metabolic connection via mono-oxygenation was equally as important as the regulation of extracellular activities.

5. Fungal response to free radicals

Oxidative stress is caused by an imbalance between the production of reactive oxygen species (ROS) and the ROS-detoxifying capacity of the cells. Oxidative stress responses can also be brought upon through environmental events, such as temperature change below or above optimal growth temperature, or through the presence of salt. These factors are becoming increasingly important as we consider how climatic change may impact important and vulnerable eco-systems.

ROS are thought to play a role in triggering or sustaining the inflammatory response, and may play a role in pathological conditions [70]. Leakage of electrons from electron transport chains leads to a partial reduction of oxygen to form superoxide. Its diminution, either spontaneous or through a reaction catalyzed by superoxide dismutase, produces hydrogen peroxide (H_2O_2), which in turn may be fully reduced to H_2O or partially reduced to hydroxyl radicals ($OH\bullet$). When ROS formation exceeds the antioxidative defense mechanisms, high levels of ROS can lead to oxidative stress and cellular damage [41]. ROS production is usually toxic to cells, however, when present in limited amounts, can act as signaling molecules for the expression of defense-related genes and later scavenged by either enzymatic or non-enzymatic mechanisms of the host. The main “redox-buffer” of the cell is the GSH system, which mediated by a large number of interlinked enzymatic redox systems, can remove ROS and some of their important reaction products like organic hydroperoxides through the glutathionylation of proteins which are secreted into the extracellular environment [21, 25]. Furthermore, as described above during the initiation of wood degradation, filamentous fungi themselves produce extracellular ROS involved in the depolymerization of the lignocellulose matrix of the plant cell wall, and this in turn can put the fungus itself under oxidative stress [48]. Increasing

oxygen availability during liquid cultivation was shown to increase the levels of LiP secreted [94], where the high O₂ levels presumably increase the production of ROS when compared to normal metabolism. Such exposure of the fungal cells to oxygen toxicity, could lead to cellular structure disorganization and chlamyospore formation [127]. Toxic compounds contained within plant extractives or from the breakdown of the lignin polymer can be released. To address this toxicity, white-rot fungi, such as *P. chrysosporium* and *Trametes versicolor*, complement the extracellular degradative enzymatic arsenal with intracellular antioxidants and detoxification systems to prevent cellular damage and maintain fungal health. Such intracellular antioxidative enzymes include metallo-superoxide dismutases (eg MnSOD) [16, 63], glutathione reductase, catalase, peroxidases [14] and GST [31, 113], and the specificity of these enzymes reflects the chemical environment encountered by the fungi during interaction with the plant matrix. Recent work involving my lab has demonstrated that through using a fluorescent-based thermal stability assay, flavonoids oxidized by an extracellular peroxidase from *Trametes versicolor* interacted with a *T. versicolor* GST in presence of glutathione, supporting the occurrence of a detoxification process in this fungus consisting firstly of an oxidation phase followed by a conjugation phase [8]. However, the abolition of ROS in a *P. chrysosporium* culture was shown to repress LiP expression, while Fenton-generated radicals enhanced LiP expression [17]. High oxygen levels also induced MnSOD, catalase, GR and GST expression in this fungus. These authors concluded that the induction of LiP expression in the presence of high levels of O₂ is partially mediated by the intracellular ROS levels.

Complete mineralization of lignin was found to be dependent on the ratio of MnP activity to reduced GSH concentration, called a thiol-mediated oxidation effect [46]. The formation of highly polar products was observed in this study, such as low-molecular weight carboxylic acids, and these authors speculated that as glyoxylate mineralization occurred most effectively, that decarboxylation reactions may be the final step in MnP-mediated mineralization of recalcitrant xenobiotics.

It has become clearer that the proximate signal-transducing molecule in such redox responses is H₂O₂. Intracellularly peroxide is mostly produced by NADPH oxidases in conjunction with superoxide dismutases (SODs), as described above. Extracellularly, a number of possible enzymes have been identified, such as aryl alcohol oxidase (AAO) and glyoxal oxidase (GLOX), which provide the peroxide for the activation of heme peroxidases involved in lignin deconstruction [29, 30, 54, 74]. Furthermore, the substrates of GLOX, methyl glyoxal (MG) and glyoxals are known to cause various diseases in humans, such as diabetes and neurodegenerative diseases, from which all living organisms need to be protected. Although the glyoxalase system has been known for some time, details on how glyoxals are sensed and detoxified in the cell have not been fully elucidated, and are only beginning to be uncovered [62]. Since glyoxals contain two adjacent reactive carbonyl groups, they are referred to as reactive electrophilic species (RES), and are damaging to proteins and nucleotides. MG is a highly reactive product of mainly glucose metabolism [50]. An excess of MG production can increase ROS production and oxidative stress. MG can also form advanced glycation end products (AGEs) by reacting with proteins, DNA, and other

biomolecules. Glyoxal is a reactive α -oxoaldehyde that is a physiological metabolite formed by lipid peroxidation, ascorbate autoxidation, oxidative degradation of glucose and degradation of glycated proteins. Glyoxal is capable of inducing cellular damage, like MG, but may also accelerate the rate of glycation leading to the formation of AGEs. Glyoxal depletes GSH levels [102] and so its generation impacts the GSTome. Glyoxal cytotoxicity can be prevented by the glyoxal traps D-penicillamine or aminoguanidine or ROS scavengers, such as ferulic acid and polyphenols [7]. The glyoxalase system (Fig. 3), which utilizes glutathione as a cofactor, converts the majority of the glyoxal taken up by erythrocytes to glycolate, but a small portion is converted to oxalate. A reduction in intracellular GSH increases oxalate synthesis and a decrease in aldehyde dehydrogenase activity lowers oxalate synthesis and suggest that glyoxylate is an intermediate. Thus, oxidative stress in tissues could potentially increase oxalate synthesis.

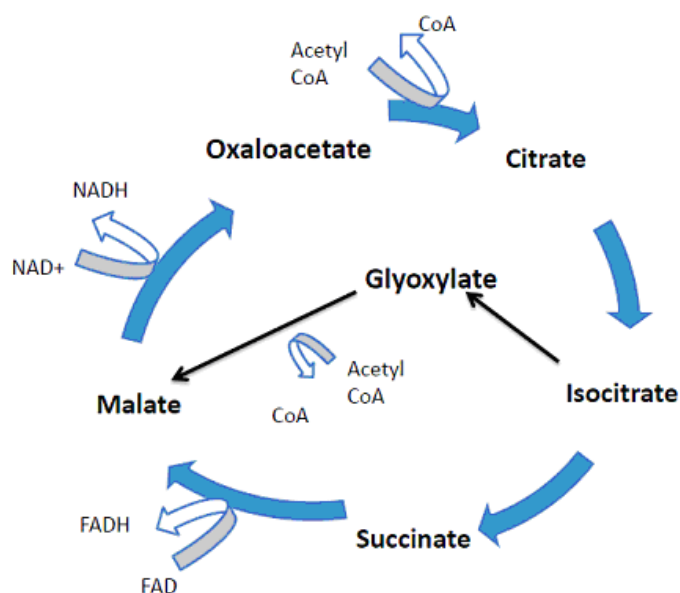


Figure 3. The intracellular glyoxylate metabolic cycle.

Methyl glyoxal is a reactive α -ketoaldehyde generated during various highly conserved cellular biochemical reactions, including glycolysis and fatty acid metabolism (Fig. 4). If MG accumulates in the cell, protein modification can occur which affects the cellular antioxidant mechanisms leading to severe antioxidative stress. Under normal situations, cells possess an efficient detoxification system for the removal of such metabolites, dependent on GSH, and thus under the influence of GSH availability under conditions of oxidative stress. Alternative modes of action are available to higher organisms, such as the production of intracellular GSH-dependent and independent (methyl)glyoxalases [49] and NADPH-dependent methyl glyoxal reductases [81, 132]. In the yeast *Saccharomyces cerevisiae*, the production of methylglyoxalase suppressed MG-mediated toxicity and ROS production [15]. This study showed that in glyoxalase-defective mutants, the cells were highly compromised in regulating ROS levels, and the authors explained that a dysfunction in the human-equivalent form of this protein was implicated in a form of Parkinson disease.

Finally, peroxisomes are essential parts of a filamentous fungi's ability to metabolize ROS and in the synthesis of secondary metabolites, such as penicillin. The function of the peroxisome is thought to require an even distribution of them through the fungal hyphae and frequent organelle-organelle interactions [109]. In plants, peroxisomes are involved in the glyoxylate cycle [72].

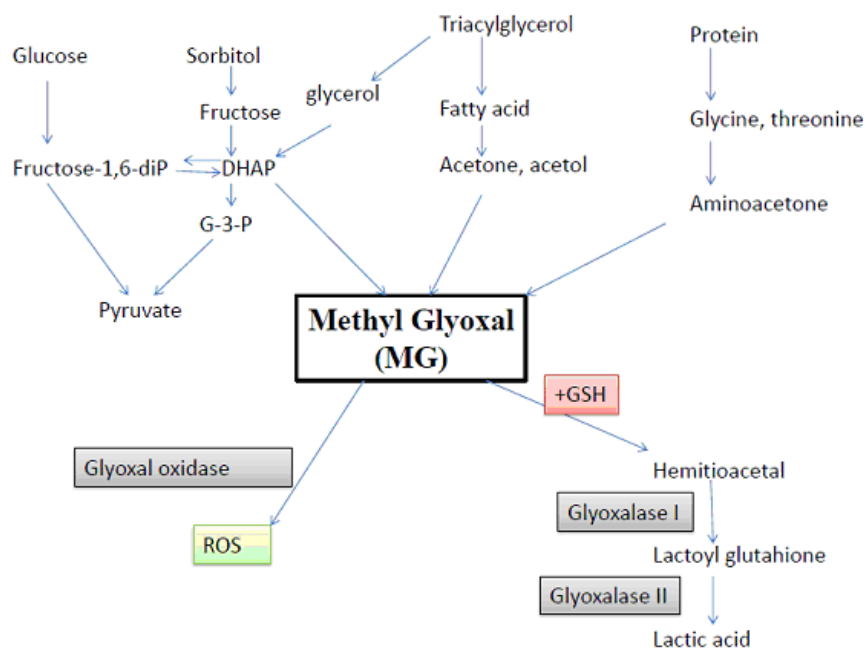


Figure 4. The intracellular methyl glyoxylate (MG) metabolic cycle

6. Conclusion

In the breakdown of lignocellulosic material, fungi have to balance the oxidative-reduction process in such a way to maximize effective breakdown of aromatic compounds while at the same time preventing the generated toxic compounds and ROS from damaging cellular integrity. While many enzymatic mechanisms have been identified, it is still unclear what the physiological role of some of these extracellular enzymes actually is, for deconstruction or detoxification, and the role of some metal ions and secondary metabolites, which seem to play different roles at the extracellular and intracellular level. The fungal system is very complex and appears to be different depending on the fungal species under examination. It is important therefore to start with model species and to understand the adaptability of the fungus to both the environment and the different biomasses it encounters. It is also important to study differences between terrestrial and marine-associated species, as these later fungi have adapted their lifestyle to cope with other stress-inducing factors, such as increased salinity, a factor which is important as we address such major socio-economic challenges such as climate change, and the adaption of nature and mycotechnology to meet the future needs of our society.

Acknowledgements

This research has received funding from the Bio Based Industries Joint Undertaking under the European Union's Horizon 2020 research and innovation program under grant agreement No. 720303.

7. References

- [1] A.R. Abbasi, M. Hajirezaei, D. Hofius, U. Sonnewald, L.M. Voll. Specific roles of alpha- and gamma-tocopherol in abiotic stress responses of transgenic tobacco. *Plant Physiology*, 143 (2007) 1720-1738.
- [2] S. Acebes, F.J. Ruiz-Dueñas, M. Toubes, V. Saez-Jimenez, M. Perez-Boada, M.F. Lucas, A.T. Martinez, V. Gualler. Mapping the long-range electron transfer route in ligninolytic peroxidases. *Journal of Physical Chemistry B*, 121 (2017) 3946-3954.
- [3] P. Adapa, L. Tabil, G. Schoenau. Compaction characteristics of barley, canola, oat and wheat straw. *Biosystems Engineering*, 104 (2009) 335-44.
- [4] C. Aguilar, U. Urzua, C. Koenig, R. Vicuña. Oxalate oxidase from *Ceriporiopsis subvermispora*: biochemical and cytochemical studies. *Archives in Biochemistry and Biophysics*, 366 (1999) 275-282.
- [5] J.D. Aguirre, V.C. Culotta. Battles with iron: manganese in oxidative stress protection. *Journal of Biological Chemistry*, 287 (2012) 13541-13548.
- [6] L. Alcazar-Fuoli, E. Mellado. Ergosterol biosynthesis in *Aspergillus fumigatus*: its relevance as an antifungal target and role in antifungal drug resistance. *Frontiers in Microbiology*, 3 (2012) 439
- [7] A. Al Maruf, H.Y. Lip, H. Wong, P.J. O'Brien. Protective effects of ferulic acid and related polyphenols against glyoxal- or methylglyoxal-induced cytotoxicity and oxidative stress in isolated rat hepatocytes. *Chemico-Biology International*, 234 (2015) 96-104
- [8] S. Amara, T. Perrot, D. Navarro, A. Deroy, A. Benkhelfallah, A. Chalak, M. Daou, D. Chevet, C.B. Faulds, J.-G. Berrin, M. Morel-Rouhler, E. Gelhaye, E. Record. Enzyme activities of two recombinant heme-containing peroxidases, TvDyP1 and TvVP2, identified from the secretome of *Trametes versicolor*. *Applied and Environmental Microbiology*, 84 (2018) 0.1128/AEM.02826-17.
- [9] A. Amoroso, R.A. Mancilla, B. González, R. Vicuña R. Hydroquinone and H₂O₂ differentially affect the ultrastructure and expression of ligninolytic genes in the basidiomycete *Ceriporiopsis subvermispora*. *FEMS Microbiology Letters*, 294 (2009) 232-238.
- [10] A. Anjem, J.A. Imlay. Mononuclear iron enzymes are primary targets of hydrogen peroxide stress. *Journal of Biological Chemistry*, 287 (2012) 15544-15556.
- [11] V. Arantes, A.M.F. Milagres. The effect of a catecholate chelator as a redox agent in Fenton-based reactions on degradation of lignin-model substrates and on COD removal from effluent of an ECF kraft pulp mill. *Journal of Hazardous Materials* 141 (2007) 273-279.
- [12] J.S. Bak. Lignocellulose depolymerization occurs via an environmentally adapted metabolic cascade in the wood-rotting basidiomycete *Phanerochaete chrysosporium*. *MicrobiologyOpen*, 4 (2014) 151-166.
- [13] P.J. Bakkes, J.L. Riehm, T. Sagadin, A. Rülmann, P. Schubert, S. Biemann, M. Girhard, M.C. Hutter, R. Bernhardt, V.B. Urlacher. Engineering of versatile redox partner fusions that support monooxygenase activity of functionally diverse cytochrome P450s. *Science Reports*, 7 (2017) 9570.
- [14] F. Bakti, A. Kiraly, O. Erzsebet, M. Miskei, E. Tamas, L. Eva, I. Poci I. Study on the glutathione metabolism of the filamentous fungus *Aspergillus nidulans*. *ACTA Microbiologica Immunologica Hungarica*, 64 (2017) 255-272
- [15] K. Bankapalli, S. Saladi, S.S. Awadia, A.V. Goswami, M. Samaddar, P. D'Silva. Robust glyoxalase activity of Hsp31, a ThiJ/DJ-1/PfpI family member protein, is critical for oxidative stress resistance in *Saccharomyces cerevisiae*. *Journal of Biological Chemistry*, 290 (2015) 26491-46507.
- [16] P.A. Belinky, D. Goldberg, M. Krinfeld, M. Burger, N. Rothschild, U. Cogan, C.G. Dosoretz. Manganese-containing superoxide dismutase from the white-rot fungus *Phanerochaete chrysosporium*: its function, expression and gene structure. *Enzyme Microbial Technology*, 31 (2002) 754-764.
- [17] P.A. Belinky, N. Flikshtein, S. Lechenko, S. Gepstein, C.G. Dosoretz. Reactive oxygen species and induction of lignin peroxidase in *Phanerochaete chrysosporium*. *Applied and Environmental Microbiology*, 69 (2003) 6500-6506.
- [18] R. Bernhardt, V.B. Urlacher. Cytochrome P450 as promising catalysts for biotechnological applications: chances and limitations. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 98 (2014) 6185-6203.
- [19] A.K. Bledzki, A.A. Mamun, N.N. Bonnia, S. Ahmad. Basic properties of grain by-products and their viability in polypropylene composites. *Industrial Crops and Products*, 37 (2012) 427-34.
- [20] A. Boonmee. Hydrolysis of various Thai agricultural biomasses using the crude enzyme from *Aspergillus aculeatus iizuka* FR60 isolated from soil. *Brazilian Journal of Microbiology*, 43 (2012) 456-66.
- [21] M. Breitenbach, M. Weber, M. Rinnerthaler, T. Karl, L. Breitenbach-Koller. Oxidative stress in fungi: its function in signal transduction, interaction with plant hosts, and lignocellulose degradation. *Biomolecules* 5 (2015) 318-342
- [22] A. Butler, J.N. Carter-Franklin. The role of vanadium bromoperoxidase in the biosynthesis of halogenated marine natural products. *Natural Products Report*, 21 (2004) 180-188.
- [23] M.D. Cameron, S. Timofeevski, S.D. Aust. Enzymology of *Phanerochaete chrysosporium* with respect to the degradation of recalcitrant compounds and xenobiotics. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 54 (2000) 751-758.
- [24] A.I. Cañas, S. Camarero. Laccases and their natural mediators: Biotechnological tools for sustainable eco-friendly processes. *Biotechnological Advances*, 28: (2010) 694-705
- [25] P. Checconi, S. Salzano, L. Bowler, L. Mullen, M. Mengozzi, E.M. Hanschmann, C.H. Lillig, R. Sgarbanti, S. Panella, L. Nencioni, A.T. Palamara, P. Ghezzi. Redox proteomics of the inflammatory secretomes identifies a common set of redoxins and other glutathionylated proteins released in inflammation, influenza virus infection and oxidative stress. *PLOS One*, 10(5) (2015) e0127086.
- [26] M.L. Circu, T.Y. Aw. Glutathione and modulation of cell apoptosis. *Biochimica Biophysica Acta*, 1823 (2012) 1767-1777.
- [27] L. Cuiping, W. Chuangzhi, H. Haitao. Chemical elemental characteristics of biomass fuels in China. *Biomass and Bioenergy*, 27 (2013) 119-30.
- [28] E. Dadachova, A. Casadevall. Ionizing radiation: how fungi cope, adapt, and exploit with the help of melanin. *Current Opinion in Microbiology*, 11 (2008) 525-531
- [29] M. Daou, F. Piumi, D. Cullen, E. Record, C.B. Faulds. Heterologous production and characterization of two glyoxal oxidases from *Pycnoporus cinnabarinus*. *Applied and Environmental Microbiology*, 82: (2016) 4867-4875

- [30] M. Daou, C.B. Faulds. Glyoxal oxidases: their nature and properties. *World Journal of Microbiology and Biotechnology* 33 (2017) 87
- [31] A. Deroy, F. Saiag, Z. Kebbi-Benkeder, N. Touahri, A. Hecker, M. Morel-Rouhier, F. Colin, S. Dumarçay, P. Gérardin, E. Gelhay. The GSTome reflects the chemical environment of white-rot fungi. *PLOS One*, 10 (2015) e0137083.
- [32] S.S. Desai, C. Nityanand. Microbial laccases and their applications: A Review. *Asian Journal of Biotechnology*, 3 (2011) 98-124.
- [33] L. Diss, D. Blaudez, E. Gelhay, M. Chalot. Genome-wide analysis of fungal manganese transporters, with an emphasis on *Phanerochaete chrysosporium*. *Environmental Microbiological Reports*, 3 (2011) 367-382.
- [34] P. Durairaj, J.-S. Hur, H. Yun. Versatile biocatalysis of fungal cytochrome P450 monooxygenases. *Microbial Cell Factory*, 15 (2016) 125.
- [35] M.R. Escutia, L. Bowater, A. Edwards, A.R. Bottrill, M.R. Burrell, R. Polanco, R. Vicuna, S. Bornemann. Cloning and sequencing of two *Cepiroporiopsis subvermispota* bicupin oxalate oxidase allelic isoforms: implications for the reaction specificity of oxalate oxidases and decarboxylases. *Applied and Environmental Microbiology*, 71 (2005) 3608-3616.
- [36] A.O. Falade, U.U. Nwodo, B.C. Iweriebor, E. Green, L.V. Mabinya, A.I. Okoh. Lignin peroxidase functionalities and prospective applications. *MicrobiologyOpen*, 6 (2017) e00394.
- [37] M. Feng, H. Yin, H. Peng, Z. Liu, G. Lu, Z. Dang. Hexavalent chromium induced oxidative stress and apoptosis in *Pycnoporus sanguineus*. *Environmental Pollution*, 228 (2017) 128-139.
- [38] P. Giardina, V. Faraco, C. Pezzella, A. Piscitelli, S. Vanhulle, G. Sannia. Laccases: a never-ending story. *Cellular and Molecular Life Sciences*, 67 (2010) 369-385
- [39] D.L. Hawksworth, R. Lücking. Fungal Diversity Revisited: 2.2 to 3.8 Million Species. *Microbiology Spectrum*, 5 (2017) DOI: 10.1128/microbiolspec.FUNK-0052-2016
- [40] C.M. Hansel, C.A. Zeiner, C.M. Santelli, S.M. Webb. Mn(II) oxidation by an ascomycete fungus is linked to superoxide production during asexual reproduction. *Proceedings of the National Academy of Science (USA)*, 109: (2012) 12621-12625.
- [41] M. Hayyan, M.A. Hashim, I.M. Al Nashef. Superoxide ion: generation and chemical implications. *Chemical Reviews*, 116 (2016) 3029-3085.
- [42] D.S. Hibbett, M. Binder, J.F. Bischoff, M. Blackwell, P.F. Cannon, O.E. Eriksson, S. Huhndorf, T. James, P.M. Kirk, R. Lücking. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycological Research*, 111 (2007) 509-547.
- [43] E.M. Hodgson, D.J. Nowakowski, I. Shield, A. Riche, A.V. Bridgwater, J.C. Clifton-Brown, I.S. Donnison. Variation in *Miscanthus* chemical composition and implications for conversion by pyrolysis and thermo-chemical bio-refining for fuels and chemicals. *Bioresource Technology*, 102 (2011) 3411-8.
- [44] M. Hofrichter. Review: lignin conversion by manganese peroxidase (MnP). *Enzyme and Microbial Technology*, 30 (2002) 454-466.
- [45] M. Hofrichter, R. Ullrich. Oxidations catalyzed by fungal peroxygenases. *Current Opinions in Chemical Biology*, 19 (2014) 116-125.
- [46] M. Hofrichter, K. Scheibner, I. Schneegaß, W. Fritche. Enzymatic combustion of aromatic and aliphatic compounds by manganese peroxidase from *Nematoloma frowardii*. *Applied and Environmental Microbiology* 64 (1998) 399-404.
- [47] C. Hori, J. Gaskell, K. Igarashi, P. Kersten, M. Mozuch, M. Samejima, D. Cullen. Temporal alterations in the secretome of the selective ligninolytic fungus *Ceriporiopsis subvermispota* during growth on aspen wood reveal this organism's strategy for degrading lignocellulose. *Applied and Environmental Microbiology*, 80 (2014) 2062-2070.
- [48] C.G. Hunt, C.J. Houtman, D.C. Jones, P. Kitin, P. Korripally, K.E. Hammel. Spatial mapping of extracellular oxidant production by a white rot basidiomycete on wood reveals details of ligninolytic mechanisms. *Environmental Microbiology*, 15 (2013) 956-966.
- [49] M. Jain, P. Nagar, A. Sharma, R. Bath, S. Aggarwal, S. Kumari, A. Mustafiz. GLYI and D-LDH play key role in methylglyoxal detoxification and abiotic stress tolerance. *Science Reports* 8 (2018) 5451.
- [50] M.P. Kalapos, K.M. Desai, L. Wu. In *Aging and Age-related disorders* (Bondy S, Maiese K, eds), Springer pp149-167 (2010)
- [51] A. Karich, K. Scheibner, R. Ullrich, M. Hofrichter. Exploring the catalase activity of unspecified peroxygenases and the mechanism of peroxide-dependent heme destruction. *Journal of Molecular Catalysis B: Enzymatic*, 134 (2016) 238-246.
- [52] A. Karich, R. Ullrich, K. Scheibner, M. Hofrichter. Fungal unspecific peroxygenases oxidize the majority of organic EPA priority pollutants. *Frontiers in Microbiology* 8 (2017) 1463.
- [53] G. Kaur, V. Kumar, A. Arora, A. Tomar, Ashish, R. Sur, D. Dutta. Affected energy metabolism under manganese stress governs cellular toxicity. *Science Reports*, 7 (2017) 11645.
- [54] P. Kersten, D. Cullen. Copper radical oxidases and related extracellular oxidoreductases of wood-decay Agaricomycetes. *Fungal Genetics and Biology*, 72 (2014) 124-130
- [55] D. Knop, D. Levinson, A. Makovitzki, A. Agami, E. Lerer, A. Mimran, O. Yarden, Y. Hadar. Limits of versatility of versatile peroxidase. *Applied and Environmental Microbiology*, 82 (2016) 4070-4080.
- [56] J.W. Koenigs. Hydrogen peroxide and iron: a proposed system for decomposition of wood by brown rot basidiomycetes. *Wood Fibre Science* 6 (1974) 66-80.
- [57] N. Kostadinova, S. Tosi, B. Spassova, M. Angelova. Comparison of the oxidative stress response of two Antarctic fungi to different growth temperatures. *Polish Polar Research*, 38 (2017) 393-408.
- [58] I.C. Kuan, M. Tien. Stimulation of Mn peroxidase activity: A possible role for oxalate in lignin biodegradation. *Proceedings of the National Academy of Science (USA)* 90 (1993) 1242-1246.
- [59] L.F. Larrondo, L. Salas, F. Melo, R. Vicuña, D. Cullen. A novel extracellular oxidase from *Phanerochaete chrysosporium* with ferroxidase activity. *Applied and Environmental Microbiology*, 69 (2003) 6257-6263.

- [60] L.F. Larrondo, P. Canessa, F. Melo, R. Polanco, R. Vicuña. Cloning and characterization of the genes encoding the high-affinity iron-uptake protein complex Fet3/Ftr1 in the basidiomycete *Phanerochaete chrysosporium*. *Microbiology*, 153 (2007) 1772-1780.
- [61] T. Le Calvez, G. Burgaud, S. Mahe, G. Barbier, P. Vandenkoornhuys. Fungal Diversity in Deep-Sea Hydrothermal Ecosystems. *Applied and Environmental Microbiology*, 75 (2009) 6415-6421.
- [62] C. Lee, C. Park. Bacterial Responses to Glyoxal and Methylglyoxal: Reactive Electrophilic Species. *International Journal of Molecular Sciences*, 18 (2017) 169.
- [63] E. Leiter, H.S. Park, N.J. Kwon, K.H. Han, T. Emri, V. Olah, I. Meszaros, B. Dienes, J. Vincze, L. Csernoch, J.H. Yu, I. Pócsi. Characterization of the aodA, dnmA, mnSOD and pimA genes in *Aspergillus nidulans*. *Science Reports*, 6 (2016) 20523.
- [64] A. Levasseur, E. Drula, V. Lombard, P.M. Coutinho, B. Henrissat. Expansion of the enzymatic repertoire of the CAZy database to integrate auxiliary redox enzymes. *Biotechnology for Biofuels* 6 (2013) 41.
- [65] C. Liers, M.J. Pecyna, H. Kellner, A. Worrlich, H. Zorn, K.T. Steffen, M. Hofrichter, R. Ullrich. Substrate oxidation by dye-decolorizing peroxidases (DyPs) from wood- and litter-degrading agaricomycetes compared to other fungal and plant heme-peroxidases. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 97 (2013) 5839-5849.
- [66] C. Liers, E. Aranda, E. Strittmatter, K. Piontek, D.A. Plattner, H. Zorn, R. Ullrich, M. Hofrichter. Phenol oxidation by DyP-type peroxidases in comparison to fungal and plant peroxidases. *Journal of Molecular Catalysis B Enzyme*, 103 (2014) 41-46.
- [67] D. Linde, F.J. Ruiz-Dueñas, E. Fernandez-Fueyo, V. Guallar, K.E. Hammel, R. Pogni, A.T. Martinez. Basidiomycete DyP: Genomic diversity, structural-functional aspects, reaction mechanism and environmental significance. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 574 (2015) 66-74.
- [68] V. Lombard, H. Golaconda Ramulu, E. Drula, P.M. Coutinho, B. Henrissat. The carbohydrate-active enzymes database (CAZy) in 2013. *Nucleic Acid Research*, 42 (2014) D490-D495.
- [69] J. Lu, H. Zhang, X. Chen, Y. Zou, J. Li, L. Wang, M. Wu, J. Zang, Y. Yu, W. Zhuang, Q. Xia, J. Wang. A small molecule activator of SIRT3 promotes deacetylation and activation of manganese superoxide dismutase. *Free Radical Biology and Medicine*, 112 (2017) 287-297.
- [70] J.M. McCord. Oxygen-derived free radicals in post ischemic tissue injury. *New England Journal of Medicine*, 312 (1985) 159-163.
- [71] B. Mannervik. Five decades of glutathione and the GSTome. *Journal of Biological Chemistry*, 287 (2012) 6072-6083.
- [72] S. Mano, M. Nishimura. Plant peroxisomes. *Vitamins and Hormones*, 72 (2005) 111-154.
- [73] Y. Mathieu, P. Prosper, F. Favier, L. Harvengt, C. Didierjean, J.P. Jacquot, M. Morel-Rouhier, E. Gelhaye. Diversification of fungal species class A glutathione transferases in saprotrophic fungi. *PLOS One*, 8 (2013) e80298.
- [74] Y. Mathieu, F. Piumi, R. Valli, J.C. Aramburu, P. Ferreira, C.B. Faulds, E. Record. Activities of secreted aryl alcohol quinone oxidoreductases from *Pycnoporus cinnabarinus* provide insights into fungal degradation of plant biomass. *Applied and Environmental Microbiology*, 82 (2016) 2411-2423.
- [75] A.M.F. Milagres, V. Arantes, C.L. Medeiros, A. Machuca. Production of metal chelating compounds by white and brown-rot fungi and their comparative abilities for pulp bleaching. *Enzyme and Microbial Technology* 30 (2002) 562-565.
- [76] R.A. Miller, B.E. Britigan. Role of oxidants in microbial pathophysiology. *Clinical Microbiology Reviews* 10 (1997) 1-18.
- [77] P. Ming-Zhu, M. Chang-Tong, Z. Xu-Bing, P. Yun-Lei. Effects of rice straw fiber morphology and content on the mechanical and thermal properties of rice straw fiber-high density polyethylene composites. *Journal of Applied Polymer Science*, 121 (2011) 2900-7.
- [78] M. Misslinger, F. Gsaller, P. Hortschansky, C. Müller, F. Bracher, M.J. Bromley, H. Haas. The cytochrome *b₅* CybE is regulated by iron availability and is crucial for azole resistance in *A. fumigatus*. *Metallomics* 9 (2017) 1655-1665
- [79] N. Miyata, Y. Tani, K. Iwahori, M. Soma. Enzymatic formation of manganese oxides by an *Acremonium*-like hyphomycete fungus, strain KR21-1. *FEMS Microbiology Letters*, 47 (2004) 101-107.
- [80] N. Miyata, Y. Tani, M. Sakata, K. Iwahori. Microbial manganese oxide formation and interaction with toxic metal ions. *Journal of Bioscience and Bioengineering*, 104 (2007) 1-8.
- [81] K. Murata, Y. Fukuda, M. Simosaka, K. Watanabe, T. Saikusa, A. Kimura. Metabolism of 2-oxoaldehyde in yeasts: purification and characterization of NADPH-dependent methylglyoxal-reducing enzyme from *Saccharomyces cerevisiae*. *European Journal of Biochemistry* 151 (1985) 631-636.
- [82] D. Navarro, M. Couturier, G.C. da Silva, J.-G. Berrin, X. Rouau, M. Asther, C. Bignon. Automated assay for screening the enzymatic release of reducing sugars from micronized biomass. *Microbial Cell Factories* 9 (2010) 58.
- [83] D.R. Nelson. Cytochrome P450 diversity in the tree of life. *BBA-Proteins and Proteomics* 1866 (2018) 141-154.
- [84] D.R. Olicon-Hernandez, J. Gonzalez-Lopez, E. Aranda. Overview on the biochemical potential of filamentous fungi to degrade pharmaceutical compounds. *Frontiers in Microbiology*, 8 (2017) 1792.
- [85] S. Palanisamy, A.K.A. Mandal. Susceptibility against grey blight disease-causing fungus *Pestalotiopsis* sp. In tea (*Camellia sinensis* (L.) O. Kuntze) cultivars is influenced by anti-oxidative enzymes. *Applied Biochemistry and Biotechnology*, 172 (2014) 216-223
- [86] I. Papapostolou, M. Sideri, C.D. Georgiou. Cell proliferation and differentiating role of H₂O₂ in *Sclerotium rolfssii* and *Sclerotinia sclerotiorum*. *Microbiology Research*, 169 (2014) 527-532.
- [87] A. Pérez-Sánchez, S. Uribe-Carvajal, A. Cabrera-Orefice, J. Barrios-González. Key role of alternative oxidase in lovastatin solid-state fermentation. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 101 (2017) 7347-7356.
- [88] K. Piontek, E. Strittmatter, R. Ullrich, G. Grobe, M.J. Pecyna, M. Kluge, K. Scheibner, M. Hofrichter, D.A. Plattner. Structural basis of substrate conversion in a new aromatic peroxygenase. Cytochrome P450 functionality with benefits. *Journal of Biological Chemistry*, 288 (2013) 34767-34776.
- [89] A. Plemenitas, M. Lenassi, T. Konte, A. Kejzar, J. Zajc, C. Gostincar, N. Gunde-Cimerman. Adaptation to high salt concentrations in halotolerant/halophilic fungi: a molecular perspective. *Frontiers in Microbiology* 5 (2014) 199.

- [90] C. Raghukumar, S. Raghukumar. Barotolerance of fungi isolated from deep-sea sediments of the Indian Ocean. *Aquatic Microbial Ecology* 15 (1998) 153-163.
- [91] C.M. Rivera-Hoyos, E.D. Morales-Álvarez, R.A. Poutou-Piñales, A.M. Pedroza-Rodríguez, R. Rodríguez-Vázquez, J.M. Delgado-Boada. Fungal laccases. *Fungal Biology Reviews*, 27 (2013) 67-82.
- [92] T. Roret, A. Thuillier, F. Favier, E. Gelhaye, C. Didierjean, M. Morel-Rouhier. Evolutionary divergence of Ure2pA glutathione transferases in wood degrading fungi. *Fungal Genetics and Biology* 83 (2015) 103-112.
- [93] A. Ros Barcelo. Xylem parenchyma cells deliver the H₂O₂ necessary for lignification in differentiating xylem vessels. *Planta* 220 (2005) 747-756.
- [94] N. Rothschild, A. Levkowitz, Y. Hadar, C.G. Dosoretz. Manganese deficiency can replace high oxygen levels needed for lignin peroxidase formation by *Phanerochaete chrysosporium*. *Applied and Environmental Microbiology*, 65 (1999) 483-488.
- [95] V. Saez-Jimenez, M.C. Baratto, R. Pogni, J. Rencoret, A. Gutierrez, J.J. Santos, A.T. Martinez, F.J. Ruiz-Dueñas. Demonstration of lignin-to-peroxidase direct electron transfer, a transient-state kinetic, directed mutagenesis, EPR and NMR study. *Journal of Biological Chemistry*, 290 (2015) 23201-23213.
- [96] P. Sahare, M. Ayala, R. Vazquez-Duhalt, U. Pal, A. Loni, L.T. Canham, I. Osorio, V. Agarwal. Enhancement of peroxidase stability against oxidative self-inactivation by co-immobilization with a redox-active protein in mesoporous silicon and silica microparticles. *Nanoscale Research Letters*, 11 (2016) 417.
- [97] D. Salvachua, A. Prieto, A.T. Martinez, M.J. Martinez. Characterization of a novel dye-decolorizing peroxidase (DyP)-type enzyme from *Irpex lacteus* and its application in enzymatic hydrolysis of wheat straw. *Applied and Environmental Microbiology*, 79 (2013) 4316-4324.
- [98] L.G. Sancho, R. de la Torre, G. Horneck, C. Ascaso, A. de los Rios, A. Pintado, J. Wierzechos, M. Schuster. Lichens survive in space: Results from the 2005 LICHENS experiment. *Astrobiology* 7 (2007) 443-454.
- [99] H.E. Schoemaker, T. Lundell, A. Hatakka, K. Piontek. The oxidation of veratryl alcohol, dimeric lignin models and lignin by lignin peroxidase: the redox cycle revisited. *FEMS Microbiological Reviews*, 13 (1994) 321-332.
- [100] C.M. Sena, P. Matafome, J. Critostoma, L. Rodrigues, R. Fernandes, P. Pereira, R.M. Seça. Methylglyoxal promotes oxidative stress and endothelial dysfunction. *Pharmacological Research*, 65 (2012) 497-506
- [101] R. Singh, L.D. Eltis. The multihued palette of dye-decolourizing peroxidases. *Archives of Biochemistry and Biophysics* 574 (2013) 56-65.
- [102] N. Shangari, P. O'Brien. The cytotoxic mechanism of glyoxal involves oxidative stress. *Biochemical Pharmacology*, 68 (2004) 1433-1442
- [103] B.T. Shawky, M.G. Mahmoud, E.A. Ghazy, M.M. Asker, G.S. Ibrahim. Enzymatic hydrolysis of rice straw and corn stalks for monosugars production. *Journal of Genetic Engineering and Biotechnology*, 9 (2011) 59-63.
- [104] N.P. Shetty, R. Mehrabi, H. Lutken, A. Haldrup, G.H.J. Kema, D.B. Collinge, et al. Role of hydrogen peroxide during the interaction between the hemibiotrophic fungal pathogen *Septoria tritici* and wheat. *New Phytologist*, 174 (2007) 637-647
- [105] M. Shimada, Y. Akamtsu, T. Tokimatsu, K. Mii, T. Hattori. Possible biochemical roles of oxalic acid as a low molecular weight compound involved in brown-rot and white-rot wood decays. *Journal of Biotechnology*, 53 (1997) 103-113.
- [106] Y.H. Shin, S. Lee, M. Ku, M.-K. Kwak, S.-Q. Kang. Cytochrome c peroxidase regulates intracellular reactive oxygen species and methylglyoxal via enzyme activities of erythroascorbate peroxidase and glutathione-related enzymes in *Candida albicans*. *International Journal of Biochemistry and Cell Biology*, (2017) doi.org/10.1016/j.biocel.2017.10.004
- [107] E. Solomon, U. Sundaram, T. Machonkin. Multicopper oxidases and oxygenases. *Chemical Reviews*, 96 (1996) 2563-2605.
- [108] M. Solís-Oba, V.M. Ugalde-Saldívar, I. González, G. Viniegra-González. An electrochemical-spectrophotometrical study of the oxidized forms of the mediator 2,2'-azino-bis-(3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid) produced by immobilized laccase. *Journal of Electroanalytical Chemistry* 579 (2005) 59-66.
- [109] G. Steinberg. The mechanism of peroxisome mobility in filamentous fungi. *Fungal Genetics and Biology*, 97 (2016) 33-35.
- [110] G.A. Strobel, W.M. Hess, E. Ford, R.S. Sidhu, X. Yang. Taxol from fungal endophytes and the issue of biodiversity. *Journal of Industrial Microbiology*, 17 (1996) 417-423
- [111] M. Sundaramoorthy, J. Terner, T.L. Poulos. The crystal structure of chloroperoxidase: a heme peroxidase-cytochrome P450 functional hybrid. *Structure* 3 (1995) 1367-1377.
- [112] S. Tanabe, N. Ishii-Minami, K.-I. Saitoh, Y. Otake, H. Kaku, N. Shibuya, Y. Nishizawa, E. Minami. The role of catalase-peroxidase secreted by *Magnaporthe oryzae* during early infection of rice cells. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 24 (2011) 163-171;
- [113] A. Thuillier, K. Chibani, G. Belli, E. Herrero, S. Dumarçay, P. Gérardin, A. Kohler, A. Deroy, T. Dhalleine, R. Bchini, J.P. Jacquot, E. Gelhaye, M. Morel-Rouhier. Transcriptomic responses of *Phanerochaete chrysosporium* to oak acetonic extracts: focus on a new glutathione transferase. *Applied and Environmental Microbiology*, 80 (2014) 6316-6327.
- [114] R. Ullrich, J. Nuske, K. Scheibner, J. Spantzel, M. Hochrichter. Novel haloperoxidase from the agaric basidiomycete *Agrocybe aegerita* oxidizes aryl alcohols and aldehydes. *Applied and Environmental Microbiology*, 70 (2004) 4575-4581.
- [115] U. Urzua, P.J. Kersten, R. Vicuña. Manganese peroxidase-dependent oxidation of glyoxylic acid and oxalic acids synthesized by *Ceriporiopsis subvermispora* produces extracellular hydrogen peroxide. *Applied and Environmental Microbiology*, 64 (1998) 68-73.
- [116] A.K. Vardhaman, P. Barman, S. Kumar, C.V. Sastri, D. Kumar, S.P. de Visser. Mechanistic insight into halide oxidation by non-heme iron complexes. Haloperoxidase versus halogenase activity. *Chemical Communications*, 49 (2013) 10926-10928.
- [117] L. Wang, W.C. Yan, J.C. Chen, H. Feng, P.J. Gao. Function of the iron-binding chelator produced by *Coriolus versicolor* in lignin biodegradation. *Science in China Series C- Life Sciences*, 51 (2008) 214-221;

- [118] H. Wariishi, K. Valli, M.H. Gold. Manganese(II) oxidation by manganese peroxidase from the Basidiomycete *Phanerochaete chrysosporium*. *Journal of Biological Chemistry*, 267 (1992) 23688-23695.
- [119] V. Waschulin, P.E.G. Loureiro, O.M. Herold-Majumdar, C. Felby, H. Lund. Enzymatic delignification and hexenuronic acid removal in cellulosic papermaking pulp using a haloperoxidase. *Green Chemistry*, 20 (2018) 649-657.
- [120] R. Weaver, P. Barnett. Vanadium chloroperoxidases: the missing link in the formation of chlorinated compounds and chloroform in the terrestrial environment? *Chemical Asian Journal*, 12 (2017) 1997-2007.
- [121] D.S. Wei, C.J. Houtman, A.N. Kapich, C.G. Hunt, D. Cullen, K.E. Hammel. Laccase and its role in production of extracellular reactive oxygen species during wood decay by the brown rot basidiomycete *Postia placenta*. *Applied and Environmental Microbiology*, 76 (2010) 2091-2097.
- [122] S.G. Wi, I.S. Choi, K.H. Kim, H.M. Kim, H.J. Bae. Bioethanol production from rice straw by popping pretreatment. *Biotechnology for Biofuels*, 6: (2013) 166.
- [123] D.S. Wong. Structure and action mechanism of ligninolytic enzymes. *Applied Biochemistry and Biotechnology*, 157 (2009) 174-209.
- [124] Y. Xie, S.J. Han, X.N. Li, E. Amombo, J.M. Fu. Amelioration of salt stress on Bermudagrass by the fungus *Aspergillus aculeatus*. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 30 (2017) 245-254.
- [125] P. Xu, L. Liu, G.M. Zeng, D.L. Huang, C. Lei, M.H. Zhao, C. Huang, N.J. Li, Z. Wei et al. Heavy metal-induced accumulation and its role in heavy metal detoxification in *Phanerochaete chrysosporium*. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 98 (2014) 6409-6418.
- [126] D.J. Yelle, A.N. Kapich, C.J. Houtman, F. Lu, V.I. Timokhin, R.C. Fort Jr, J. Ralph, K.E. Hammel. A highly diastereoselective oxidant contributes to ligninolysis by the white rot basidiomycete *Ceriporiopsis subvermispora*. *Applied and Environmental Microbiology*, 80 (2014) 7536-7544.
- [127] L. Zacchi, I. Morris, P.J. Harvey. Disordered ultrastructure in lignin-peroxidase secreting hyphae of the white-rot fungus *Phanerochaete chrysosporium*. *Microbiology*, 146 (2000) 759-765.
- [128] M. Zámocký, P.G. Furtmüller, M. Bellei, G. Battistuzzi, J. Stadlmann, J. Vlasits, C. Obinger. Intracellular catalase/oxidase from the phytopathogenic rice blast fungus *Magnaporthe grisea*: expression analysis and biochemical characterization of the recombinant protein. *Biochemical Journal*, 418 (2009) 443-451.
- [129] M. Zámocký, E. Droghetti, M. Bellei, B. Gasselhuber, M. Pabst, P.G. Furtmüller, G. Battistuzzi, G. Smulevich, C. Obinger. Eukaryotic extracellular catalase-peroxidase from *Magnaporthe grisea*- biophysical/chemical characterization of the first representative from a novel phytopathogenic KatG group. *Biochimie*, 94 (2012) 673-683.
- [130] M. Zámocký, G. Sekot, M. Buckova, J. Godocikova, C. Schäffer, M. Farkasovsky, C. Obinger, B. Polek. Intracellular targeting of ascomycetous catalase-peroxidases (KatG1s). *Archives in Microbiology*, 195 (2013) 393-402.
- [131] M. Zámocký, H. Tafer, K. Chovanova, K. Lopandic, A. Kamlarrova, C. Obinger. Genome sequence of the filamentous soil fungus *Chaetomium cochliodes* reveals abundance of genes for heme enzymes from all peroxidase and catalase superfamilies. *BMC Genomics* 17 (2016) 763.
- [132] M.-K. Kwak, M. Ku, S.-O. Kang. Inducible NAD(H)-linked methylglyoxal oxidoreductase regulates cellular methylglyoxal and pyruvate through enhanced activities of alcohol dehydrogenase and methylglyoxal-oxidizing enzymes in glutathione-depleted *Candida albicans*. *Biochimica et Biophysica Acta-General Subjects*, 1862 (2018) 18-39



Craig FAULDS

Professor of Biochemistry, Polytech' Marseille, Aix Marseille Université, France, Director of Joint Research Unit, INRA UMR1163 Biodiversity and Biotechnology of Fungi, Marseille, France.

Previous positions:

Principal Scientist, VTT Technical Research Centre of Finland (2011-2012);

Senior Marie Curie Fellow

He did his doctorate on the feruloyl esterases of *Aspergillus niger* and their role in the valorization of agro-industrial by-products while at the Institute of Food Research (Norwich, England), and has spent time in research laboratories in Spain and Finland before arriving in France. He is interested in the role of individual fungal enzymes (esterases, oxidoreductases) in the deconstruction of plant biomass, and their interaction with other enzymes and small molecules for the tailored extraction of high-value compounds, and in the environmental impact on fungal enzyme production with the possibility of identifying new robust biocatalysts. Output: more than 100 refereed publications, 13 book chapters and popular articles, and 4 patents



Marianne DAOU

Post-doctoral researcher in the Biodiversity and Biotechnology of Fungi INRA-Aix Marseille University Joint Research Unit. She studied the glyoxal oxidases of the fungus *Pycnoporus cinnabarinus*

for her doctorate at Aix Marseille University and their application in the transformation of aldehydes to mono- and dicarboxylic acids as renewable chemical building blocks for industrial applications. She is currently investigating the mechanisms behind glyoxal oxidases and also the ability of filamentous fungi to utilize lignin as a sole carbon source, especially the enzymes produced for lignin transformation.

Chimia alimentară un domeniu de interes pentru societate

Ca urmare a unui interes din ce în ce mai crescut al societății în ansamblu cât și a direcțiilor de cercetare abordate de un număr din ce în ce mai crescut de chimiști, a fost înființată prin votul Consiliului de Conducere, o noua secție a Societății de Chimie din România :Secția de Chimie Alimentară. Această secție răspunde unei necesități reale exprimată de un număr din ce în ce mai mare de membri care activează în acest domeniu al chimiei și se aliniază în același timp la tendințele internaționale.

În scurta sa existență, Secția de Chimie Alimentară din SChR, a avut de rezolvat pe de o parte probleme inerente de organizare funcțională cât și de integrare în forurile internaționale. Astfel în acest an am devenit membrii activi ai „Food Chemistry Division” din cadrul EuCheMS și am participat ca reprezentanți ai SChR la Adunarea Generală a Reprezentanților EuCheMS , care a avut loc în luna iunie la Budapesta.

Aliniindu-se unuia din obiectivele principale ale SChR, anume comunicarea cu publicul larg și promovarea chimiei prin toate mijloacele, în cadrul secției de Chimie Alimentară a fost inaugurat în anul 2016 un eveniment intitulat „Chimie de Crăciun”, inspirat de o manifestare desfășurată cu câțiva ani în urma în cadrul Filialei Cluj.

Evenimentul „Chimie de Crăciun” are ca scop prezentarea unor probleme din domeniul chimiei alimentare într-un limbaj accesibil publicului larg. Prima ediție a evenimentului a fost organizată la București, în unul din amfiteatrele Facultății de Chimie Aplicată și Știința Materialelor, la începutul lunii decembrie 2016. Aceasta primă ediție bucureșteană s-a bucurat de un real interes din partea publicului larg cu prezentări atractive efectuate de specialiști în domeniu, pe teme legate de sărbătoarea tradițională a Crăciunului. Astfel prezentări intitulate „slăninuțe, jumarele..... ce grăsimi avem prin ele?”, „misterele cozonacului”, „secretele mirodeniilor!” și „in vino veritas!” au făcut deliciul publicului și au atras un auditoriu divers și entuziast. Evenimentul s-a bucurat și de prezenta unor reprezentanți ai mass media care au făcut transmisiuni TV și radio.

CHIMIE DE CRĂCIUN

7 Decembrie 2017, ora 17:30, Sala D018

17:40 – 18:00 Dr. Dragoș GUDOVAN
Poveste cu miros de brad

18:00 – 18:20 Dr. Denisa DUȚĂ
Istории cu turtă dulce!

18:20 – 18:40 Dr. Cristina TODAȘCĂ
Secretele din Champagne!

18:40 – 19:00 Prof. Cristian SIMION
Homo carnivorus

UPB, FCASM, Intrarea este libera!

În decembrie 2017 s-a organizat o noua ediție a „Chimiei de Crăciun” păstrând cadrul relaxat și prietenos, specialiști din domeniu au acceptat invitația de a prezenta în fața unui public divers teme din domeniul chimiei alimentare. Astfel cadre didactice din cadrul Universității Politehnica București cât și cercetători din Institutul de Bioresurse Alimentare au captivat publicul cu prezentări pe următoarele teme: „Poveste cu miros de brad”, „Istории cu turtă dulce!”, „Secretele din Champagne!” și respectiv „Homo carnivorus”.



Folosind oportunitatea oferită de Societate de Chimie din România, în luna aprilie 2017 a fost inaugurat un nou experiment denumit „Clever Foodies” în cadrul programului Kid’s Lab desfășurat în parteneriat cu compania BASF. Astfel unind forțele cu voluntarii din Secția Tinerilor Chimisti din SChR, s-a implementat un nou experiment pe teme de chimie alimentară, continuându-se un eveniment iubit de copiii care au avut ocazia să treacă pragul laboratoarelor ce le sunt dedicate sub titlul „Kids lab”.



Noul experiment „Clever Foodies” își propune să îi ajute pe cei mici să descopere prin experiment cât de multă vitamina C se găsește în sucurile ambalate comparativ cu cele proaspăt stoarse din lămâi și portocale. Se creează astfel cadrul perfect pentru discuții legate de rolul vitaminelor în organismul uman și respectiv al unei alimentații sănătoase. Impactul noului experiment din portofoliul „Kids Lab” este cu atât mai important cu cât în momentul inaugurării sale au fost invitați să participe la eveniment copiii împreună cu părinții lor. S-a creat astfel un cadru perfect de comunicare a unor noțiuni legate de alimentație cât și un mediu propice de însușire a unor idei de bază din domeniul chimiei alimentare care au surprins în mod plăcut copiii și părinți deopotrivă.

Cristina TODAȘCĂ

Președinte Secția „Chimie Alimentară”

Departamentul de Chimie Organică *C.D. Nenițescu*,
Facultatea de Chimie Aplicată și Știința Materialelor,
Universitatea Politehnica București

todascacristina@yahoo.com

Activități desfășurate în anul 2017 de către Secția Tinerilor Chimiști din SChR, filiala B2

Anul 2017 a reprezentat pentru Secția Tinerilor Chimiști un an frumos, plin cu evenimente ce au avut drept scop “promovarea chimiei prin toate mijloacele”. Astfel am reușit să dezvoltăm activități devenite deja tradiționale, precum Concursul Național de Chimie “Cum se face?” (ediția a IX-a), Concursul Național de Chimie “C. D. Nenițescu” (ajuns la impresionanta ediție aniversară, a XXV-a), Schimburi de experiență. În paralel am desfășurat și activități noi, precum Concursul “Chemistry Rediscovered”.

Concursul Național de Chimie “Cum se face?”

În perioada 27-30 octombrie s-a derulat la București o nouă ediție a Concursului Național de Chimie “Cum se face?”. Concursul a avut loc în Sala Senatului din cadrul Rectoratului Universității „Politehnica” din București, cu sprijinul Facultății de Chimie Aplicată și Știința Materialelor.

Scopul Concursului Național de Chimie “Cum se face?” îl reprezintă informarea și dezvoltarea personală a elevilor pasionați de chimie. De asemenea obiectivele proiectului sunt prezentarea mediului academic, prezentarea organizațiilor studențești la care elevii se pot afilia și prezentarea mediilor socio-culturale ale Bucureștiului. Concurenții au vizitat pe parcursul zilelor de concurs Biblioteca UPB, Casa inteligentă UPB, Centrul Național de Micro și Nanomateriale și clădirea CAMPUS.



Concursul Național de Chimie “C. D. Nenițescu”

În perioada 16-18 noiembrie s-a desfășurat la Facultatea de Chimie Aplicată și Știința Materialelor din cadrul Universității “Politehnica” București, Concursul Național de Chimie “C. D. Nenițescu” ajuns la o ediție aniversară, cea de-a XXV-a. Evenimentul, ce a debutat la 16 noiembrie 1993, reprezintă un „standard de excelență” între concursurile de chimie fiind destinat elevilor de liceu pasionați de chimie și este organizat în memoria marelui profesor de chimie Costin D. Nenițescu.

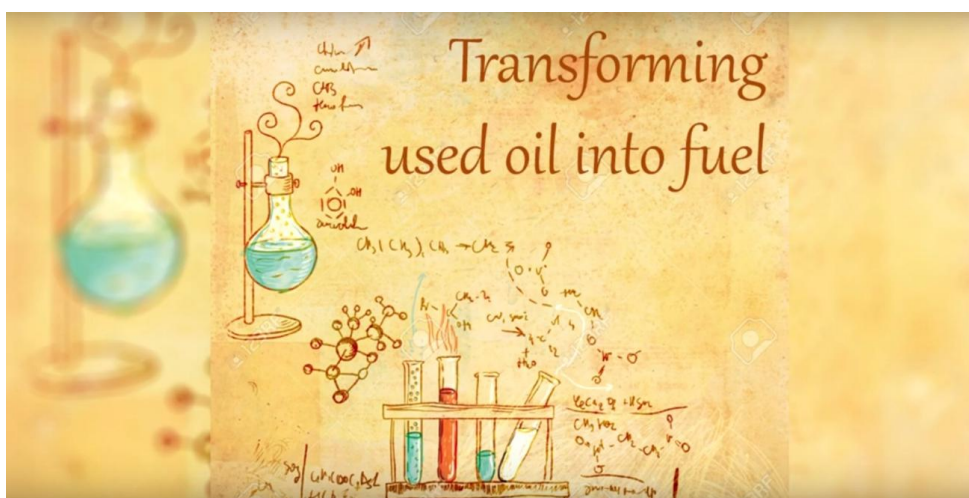




Cei 40 de elevi, proveniți din toată țara, au putut participa la una dintre cele trei secțiuni: Chimie Anorganică, Chimie Organică sau Chimie Fizică. Juriul fiecărei secțiuni a elaborat pentru proba teoretică subiecte cu un grad ridicat de dificultate, iar în cadrul secțiunilor de Chimie Anorganică și Chimie Organică primii 5, respectiv 10 elevi clasati la proba scrisă au participat ziua următoare la proba practică.

Concursul “Chemistry Rediscovered”

În 2017 a avut loc prima ediție a concursului internațional “Chemistry Rediscovered”. Scopul acestei competiții îl reprezintă promovarea chimiei în rândul liceenilor din toată Europa. Acest țel a fost atins cu ajutorul cadrelor didactice, care au coordonat proiectele și au încurajat elevii să își prezinte descoperirile. Concursul s-a desfășurat în două părți, o etapă națională la nivelul fiecărei țări partenere, urmată de prezentarea lucrărilor tinerilor participanți într-un context european, etapă în care au ajuns din fiecare țară maximum două echipe finaliste. Concursul a fost inițiat de către EYCN în parteneriat cu Societățile de Chimie din țările partenere. Una dintre echipele reprezentate ale României, Bistriz Alchemists, a obținut locul al IV-lea în etapa finală.



Sesiunea de Comunicări Științifice Studențești

Asociația Studenților Chimiști din Universitatea București (ASC-UB) în colaborare cu Facultatea de Chimie din cadrul Universității din București și cu sprijinul SChR organizează anual Sesiunea de Comunicări Științifice Studențești. Sesiunea se adresează studenților înscriși în programele de licență, masterat și doctorat din cadrul facultății dar și studenților facultăților de profil din țară. Rezumatele lucrărilor prezentate sunt publicate într-un volum ce poate fi consultat la Biblioteca Facultății de Chimie.



Simpozionul „Chimia- Prieten sau dușman?”

Simpozionul “Chimia – prieten sau dușman?” oferă șansa de afirmare elevilor și profesorilor coordonatori din toate județele țării. La etapa națională, organizată de către Facultatea de Chimie, sub egida Rectoratului Universității din București, în colaborare cu Ministerul Educației Naționale și Societatea de Chimie din Romania, cu sprijinul Inspectoratului Școlar al Municipiului București sau al altor inspectorate școlare județene, participă elevii premiați la fazele locale județene.

Schimburii de experiență

În fiecare an la începutul semestrului II este organizat Schimbul de experiență “ChemEx” de către *Asociația Studenților Chimiști din Universitatea Politehnică din București (ASC Poli)* împreună cu Secția de Tineret a Societății de Chimie din România și Facultatea de Chimie Aplicată și Știința Materialelor din Universitatea

Politehnica din București formând parteneriate cu două centre universitare mari din țară și organizațiile lor studențești, mai exact: Organizația Studenților Chimiști de la Facultatea de Chimie și Inginerie Chimică din cadrul Universității Babeș-Bolyai din Cluj-Napoca și Asociația Studenților Chimiști Ieșeni de la Facultatea de Chimie din Universitatea Al. I. Cuza din Iași. Pe parcursul a trei săptămâni, echipe de câte cinci/șase studenți plus un coordonator vizitează fiecare centru universitar timp de o săptămână, luând parte la cursuri și activități extra-academice.



În cadrul Facultății de Chimie din Universitatea București se organizează anual un schimb de experiență ce se definește ca fiind puntea de legătură între studenții facultății și studenți ai facultăților de profil din alte universități din țară. Timp de două săptămâni, studenții au posibilitatea de a-și împărtăși experiențe profesionale și științifice atât cu studenții dar și cu cadrele didactice din facultatea gazdă.

Aceste schimburi vizează cunoașterea unui alt centru universitar în afară de cel din care studenții fac parte, formarea de noi legături cu persoane interesate de același subiect, chimia, dar și cunoașterea orașelor respective și consolidarea relațiilor de prietenie între studenții facultății.

Robert-Andrei ȚINCU

Coordonator STC-B2

tincurobert@gmail.com

Florentina OLĂNESCU

Coordonator Departamentul de Relații Publice ASC-UB

1



2

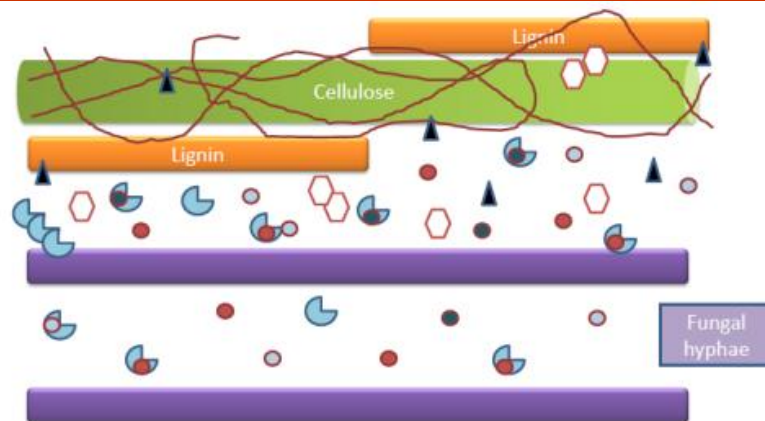


Figure 1.

3

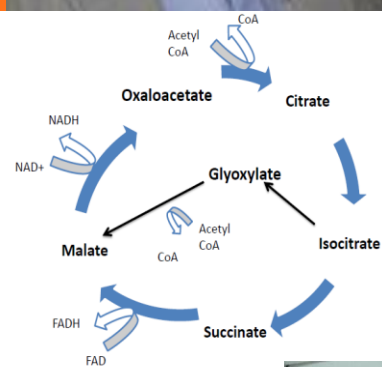
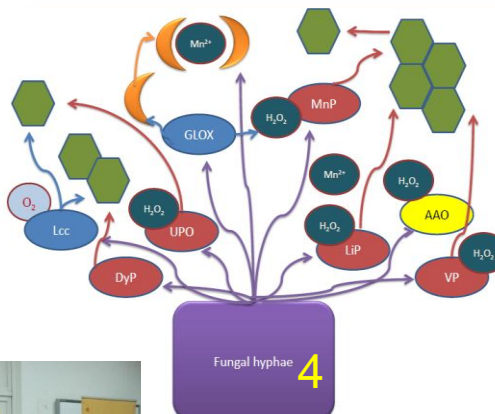


Figure 3



5



6



7



8