

DOI: 10.7868/S3034574X26040103

УДК 547.992.3

Оригинальная статья

АНТИОКСИДАНТНЫЕ, УФ-ЗАЩИТНЫЕ И АДсорбЦИОННЫЕ СВОЙСТВА ЛИГНИНОВ, ЭКСТРАГИРОВАННЫХ ИЗ РАЗЛИЧНОЙ ЛИГНОЦЕЛЛЮЛОЗНОЙ БИОМАССЫ С ИСПОЛЬЗОВАНИЕМ ГЛУБОКОГО ЭВТЕКТИЧЕСКОГО РАСТВОРИТЕЛЯ

М. Е. Хлупова¹, И. С. Васильева¹, О. В. Морозова¹, А. И. Ярополов^{1,*}

¹Институт биохимии им. А.Н. Баха, Федеральный исследовательский центр «Фундаментальные основы биотехнологии» Российской академии наук, Москва, Российская Федерация

*E-mail: yaropolov@inbi.ras.ru

Аннотация. Проведена экстракция лигнина из стержней початков кукурузы, опилок сосны и осины с использованием глубокого эвтектического растворителя холин хлорид/щавелевая кислота (молярное соотношение 1:1). Экстрагированные лигнины были охарактеризованы методами УФ-видимой и ИК-Фурье спектроскопии. Проведено сравнение их антиоксидантных и УФ-защитных свойств. Лигнины из сосны и осины обладали высокой антиоксидантной активностью к свободным радикалам DPPH[•] и ABTS⁺⁺, а лигнин из стержней початков кукурузы — наибольшей адсорбционной емкостью по отношению к синтетическому красителю метиленовому синему (30,8 мг/г). Все три лигнина показали высокую эффективность в качестве активного компонента пленок, экранирующих УФ-излучение, и могут быть использованы в упаковке пищевых продуктов и в косметике.

Ключевые слова: лигноцеллюлоза, экстракция лигнина, глубокий эвтектический растворитель, антиоксидантные и адсорбционные свойства, защита от УФ излучения

Финансирование. Исследование проведено без дополнительного финансирования.

Соблюдение этических стандартов. Настоящая статья не содержит каких-либо исследований с участием людей и животных в качестве объектов.

Конфликт интересов. Авторы заявляют, что у них отсутствует конфликт интересов.

Вклад авторов. Все авторы внесли существенный вклад в разработку концепции, проведение исследования и подготовку статьи.

Ссылка для цитирования: Хлупова М.Е., Васильева И.С., Морозова О.В., Ярополов А.И. Антиоксидантные, УФ-защитные и адсорбционные свойства лигнинов, экстрагированных из различной лигноцеллюлозной биомассы с использованием глубокого эвтектического растворителя. *Прикладная биохимия и микробиология / Applied biochemistry and microbiology*. 2026. Т. 62. № 4. С. 637–648. <https://doi.org/10.7868/S3034574X26040103>

© М. Е. Хлупова, И. С. Васильева, О. В. Морозова, А. И. Ярополов, 2026

Сокращения: А — адсорбционная емкость; АОА — антиоксидантная активность; ГЭР — глубокий эвтектический растворитель; ДМСО — диметилсульфоксид; ЛГ — лигнин; МС — метиленовый синий; ОСФ — общее содержание фенольных групп; ПВС — поливиниловый спирт; ХХл — холин хлорид; ЩК — щавелевая кислота; ABTS — диаммониевая соль 2,2'-азино-бис(3-этилбензотиазолин-6-сульфоновой кислоты); DPPH[•] — 1,1-дифенил-2-пикрилгидразил радикал; FTIR-ATR — ИК-Фурье спектроскопия нарушенного полного внутреннего отражения; G — гваяцилпропановые единицы; H — п-гидроксифенилпропановая единица; S — сиригилпропановая единица.

ANTIOXIDANT, UV-PROTECTIVE AND ADSORPTION PROPERTIES OF LIGNINS EXTRACTED FROM VARIOUS LIGNOCELLULOSIC BIOMASS USING A DEEP EUTECTIC SOLVENT

M. E. Khlopova¹, I. S. Vasil'eva¹, O. V. Morozova¹, A. I. Yaropolov^{1,*}

¹*Bach Institute of Biochemistry, Federal Research Centre of Biotechnology of the Russian Academy of Sciences,
Moscow, Russian Federation*

**E-mail: yaropolov@inbi.ras.ru*

Abstract. Lignins were extracted from corn cobs, pine, and aspen sawdust using a deep eutectic solvent (choline chloride/oxalic acid, 1:1 molar ratio). The extracted lignins were characterized by UV-visible and FTIR spectroscopy. Their antioxidant and UV-protective properties were compared. Pine and aspen lignins exhibited high antioxidant activity, while corn cob lignin exhibited the highest adsorption capacity for the synthetic dye methylene blue (30.8 mg/g). All three lignins demonstrated high efficiency as an active component of UV-blocking films and can be used in food packaging and cosmetics.

Keywords: lignocellulose, lignin extraction, deep eutectic solvent, antioxidant and adsorption properties, UV protection

Funding. This research received no external funding.

Ethics declarations. This article does not contain any studies involving human or animal subjects.

Conflict of Interest. The authors declare no conflicts of interest.

Author Contributions. All authors made significant contributions to the conception, conduct of the study, and preparation of the article.

For Citation: Khlopova M.E., Vasil'eva I.S., Morozova O.V., Yaropolov A.I. Antioxidant, UV-protective and Adsorption Properties of Lignins Extracted from Various Lignocellulosic Biomass Using a Deep Eutectic Solvent. *Prikladnaya biokhimiya i mikrobiologiya / Applied biochemistry and microbiology*. 2026;62(4): 637–648. (In Russ.) <https://doi.org/10.7868/S3034574X26040103>

ВВЕДЕНИЕ

Лигнин является вторым по распространенности возобновляемым биополимером после целлюлозы и побочным продуктом перерабатывающих производств, таких как производство бумаги, этанола и т. д. [6]. Сообщается, что только бумажная промышленность производит до 40–50 миллионов тонн отходов лигнина ежегодно, из которых только 1–2% используется в высокотехнологичном производстве, а остальная часть сжигается [7, 8].

Лигнин – ароматический природный полимер неупорядоченного строения, состоящий из фенилпропановых структурных единиц, таких как синрингилпропановые (S), гваяцилпропановые (G) и *n*-гидроксифенилпропановые (H). Доступность, биоразлагаемость, хорошие механические свойства лигнина делают его привлекательным объектом для использования в различных областях, в том числе в качестве адсорбента различных экотоксикантов, компонента УФ-защитных композиций, антиоксиданта и антибактериального агента [25–27, 29, 39].

Традиционные методы делигнификации лигноцеллюлозной биомассы во многом не отвечают экологическим требованиям. В отличие от них предварительная обработка лигноцеллюлозы глубокими эвтектическими растворителями (ГЭР) весьма перспективна и отвечает требованиям устойчивой химии [3, 38].

Как правило, ГЭР получают термическим смешиванием двух или более компонентов с образованием эвтектической смеси, которая имеет температуру плавления ниже, чем температура плавления отдельных компонентов [1, 13, 30]. ГЭР характеризуются низкой летучестью, высокой термической стабильностью, отсутствием токсичности. Большинство из них являются биоразлагаемыми. Лигнин, в отличие от целлюлозы, хорошо растворяется во многих ГЭР [18]. В результате предобработки лигноцеллюлозной биомассы различными ГЭР повышается эффективность ферментативного гидролиза целлюлозы, а в качестве побочного продукта получается высококачественный лигнин. Необходимо отметить, что состав, структура и, соответственно, свойства лигнина зависят как от исходного лигноцеллюлозного материала, так и от метода экстракции [37, 40, 44].

Цель работы – сравнительное изучение структуры и свойств лигнинов, выделенных из измельченных стержней кукурузных початков, сосновых и осиновых опилок с использованием кислого ГЭР холин хлорид/щавелевая кислота (ХХл/ЩК), для оценки их антиоксидантной активности, УФ-защитных свойств, а также способности адсорбировать синтетический краситель метиленовый синий (МС).

МЕТОДИКА

Реактивы и материалы. Все коммерчески доступные химические вещества были высокой чистоты и использовались без дополнительной очистки, а именно: диаммониевая соль 2,2'-азино-бис(3-этилбензотиазолин-6-сульфоновой кислоты) (ABTS), персульфат калия, 1,1-дифенил-2-пикрилгидразил радикал (DPPH[•]), реагент Фолина–Чокалтеу и галловая кислота («Sigma-Aldrich», США), диметилсульфоксид (ДМСО, «Марбиофарм», Россия), Trolox® (6-гидрокси-2,5,7,8-тетраметилхроман-2-карбоновая кислота, 97%), поливиниловый спирт (ПВС, Mw ~ 86 000), холин хлорид, щавелевая кислота («Acros Organics», Бельгия), метиленовый синий (МС, «Clearsynth», Индия). Все растворы готовили с использованием воды, очищенной на установке Simplicity® («Millipore SAS», Франция).

В работе использовали измельченные стержни кукурузных початков, опилки сосны и осины без коры.

Синтез ГЭР, предобработка лигноцеллюлозы и выделение лигнина. ГЭР хлорид холина/щавелевая кислота (ХХл/ЩК) был получен термическим смешиванием компонентов (молярное соотношение 1:1) при 60 °С до образования прозрачной жидкости. Экстракцию лигнина из лигноцеллюлозы с использованием ХХл/ЩК проводили следующим образом. Смесь, содержащую 1 г образца и 19 г ГЭР нагревали до 80 °С и выдерживали при этой температуре и постоянном перемешивании в течение 6 ч, охлаждали до комнатной температуры, добавляли 10 мл этанола и отделяли целлюлозный остаток центрифугированием (7000 g, 20 мин). Жидкую фракцию, содержащую лигнин (ЛГ) и компоненты ГЭР, из которой предварительно удалили спирт, разбавляли 10-кратным объемом деионизированной воды и выдерживали 24 ч при комнатной температуре. Осадок лигнина отделяли центрифугированием, промывали деионизированной водой до нейтрального значения pH и сушили при 60 °С до постоянного веса.

УФ-видимые спектры образцов лигнина в ДМСО регистрировали на спектрофотометре UV1240 mini («Shimadzu Europa GmbH», Германия) в кварцевой кювете с длиной оптического пути 1 см. Анализ образцов методом спектроскопии нарушенного полного внутреннего отражения в инфракрасной области с преобразованием Фурье (FTIR-ATR) проводили на спектрометре Spectrum Two™ («PerkinElmer Inc.», США).

Общее содержание фенольных групп (ОСФ) в образцах лигнина определяли спектрофотометрическим методом Фолина–Чокалтеу с использованием ДМСО в качестве растворителя и галловой кислоты в качестве эталона [12]. ОСФ выражали в мг эквивалентов галловой кислоты на г сухого

образца лигнина. Анализ проводили трижды и результаты усредняли.

Способность лигнинов сорбировать краситель МС оценивали следующим образом. К 5 мл дисперсии лигнина в воде (2 мг/мл) добавляли 5 мл раствора МС (0,2 мг/мл), рН которого предварительно доводили до значения 6,2, и перемешивали на магнитной мешалке в течение 3 ч. Затем лигнин отделяли от водного раствора центрифугированием (10000 g, 10 мин) и измеряли поглощение супернатанта при 664 нм. Концентрацию МС определяли по калибровочной кривой в диапазоне концентраций 0,04–0,4 ммоль/л ($D_{664} = 2271,1 \cdot C_{\text{МС}} + 0,0092$, $R^2 = 0,9994$). Адсорбционную емкость (А) лигнинов (мг/г) рассчитывали по формуле

$$A = \frac{(C_0 - C_e) \times V}{m},$$

где C_0 — исходная концентрация МС, ммоль/л; C_e — равновесная концентрация МС в растворе после адсорбции, ммоль/л, V — объем раствора, л, m — масса лигнина, г. Эксперименты проводили в трех повторях, и результаты усредняли.

Композитные пленки лигнин/поливиниловый спирт (ЛГ/ПВС) были изготовлены методом литья из раствора. Предварительно ПВС растворяли в деионизированной воде при 90 °С до образования прозрачного раствора с концентрацией 5,0 вес.%. Лигнины растворяли в ДМСО (концентрация 25 мг/мл). Затем к 1 мл раствора ПВС добавляли 80, 40, 20 или 10 мкл образца лигнина. Таким образом, масса лигнина составляла 4, 2, 1 и 0,5 вес.% от массы ПВС, соответственно. Образцы тщательно перемешивали, наносили на обезжиренные стеклянные пластины и сушили на воздухе в течение ночи. Затем пленки отделяли от подложки и хранили в эксикаторе при комнатной температуре. Полученные композитные пленки были однородными и имели среднюю толщину около 60 мкм. Поглощение УФ-излучения и оптическую прозрачность композитных пленок ЛГ/ПВС исследовали в диапазоне 200–800 нм с использованием спектрофотометра UV1240 mini.

Определение антиоксидантной активности. Анализ поглощения радикалов DPPH[•] и ABTS^{•+} проводили спектрофотометрическим методом на микропланшетном фотометре-флуориметре Synergy 2 (“BioTek”, США). В качестве положительного контроля использовали коммерческий антиоксидант Trolox®.

Антиоксидантную активность лигнинов по DPPH[•] определяли согласно [5] с некоторыми модификациями. Предварительно 8 мг DPPH[•] растворяли в 100 мл этанола и разбавляли этанолом до оптической плотности $D_{517} = 1,5 \pm 0,02$. Затем 100 мкл разбавленного раствора DPPH[•] и 100 мкл

раствора исследуемого образца лигнина в ДМСО в различных концентрациях смешивали в лунке микропланшета и измеряли уменьшение оптической плотности при 517 нм. Поглощение реакционной смеси через 30 минут использовали для расчета эффективности удаления радикалов для каждой концентрации лигнина. Контрольная проба состояла из 100 мкл ДМСО и 100 мкл раствора DPPH[•].

Антиоксидантную активность лигнинов по ABTS^{•+} определяли, как описано в [23], с некоторыми модификациями. Сначала готовили концентрированный раствор катион-радикала ABTS^{•+} в деионизированной воде (7 мМ ABTS и 2,45 мМ персульфата калия), который инкубировали в темноте при комнатной температуре в течение 16 ч. Перед использованием раствор разбавляли деионизированной водой до оптической плотности $D_{734} = 0,7 \pm 0,02$. Затем в лунке микропланшета смешивали 180 мкл разбавленного раствора ABTS^{•+} и 20 мкл образца лигнина в ДМСО в различных концентрациях. Поглощение реакционной смеси через 6 мин использовали для расчета эффективности удаления радикалов для каждой концентрации лигнина. Контрольный образец состоял из 20 мкл ДМСО и 180 мкл раствора ABTS^{•+}. Все измерения проводили в трех повторях.

Антиоксидантную активность лигнинов к свободным радикалам (АОА) рассчитывали по формуле:

$$\text{АОА (\%)} = \frac{(D_0 - D_i)}{D_0} \times 100,$$

где D_0 — поглощение контрольного образца, а D_i — поглощение в присутствии исследуемого лигнина в различных концентрациях. Эффективность удаления свободных радикалов оценивали по значению IC_{50} — концентрация лигнина, необходимая для 50 %-ной нейтрализации радикалов. IC_{50} определяли из графика зависимости АОА от концентрации лигнина.

РЕЗУЛЬТАТЫ И ИХ ОБСУЖДЕНИЕ

Ранее нами было показано, что лигнин, экстрагированный из тростниковой соломы с использованием ГЭР ХХл/ЩК (молярное соотношение 1:1), обладал наибольшей антиоксидантной активностью и наилучшими УФ-защитными свойствами по сравнению с другими ГЭР на основе ХХл [20]. Поэтому именно этот ГЭР был использован в настоящей работе.

Были получены три образца лигнина (ЛГ-сосна, ЛГ-осина и ЛГ-кукуруза), которые различались по цвету. Выход лигнинов был 8,8, 8,0 и 4,6 %, соответственно. Все три лигнина полностью растворялись в ДМСО. На рис. 1 представлены УФ-видимые спектры экстрагированных лигнинов в ДМСО. Известно, что форма спектров лигнина зависит от

многих факторов, таких как источник лигнина, метод экстракции, растворитель и т. д. Как правило, спектры лигнинов имеют типичный пик поглощения при 280–282 нм, интенсивность которого зависит от соотношения различных структурных единиц лигнина (H, G и S). Высокое поглощение в этой области спектра связывают с относительно высокой долей G-единиц [31]. Необходимо отметить, что коэффициент экстинкции G единиц при 280 нм выше, чем у S единиц, а коэффициент экстинкции H единиц ниже, чем у G, но выше, чем у S [17].

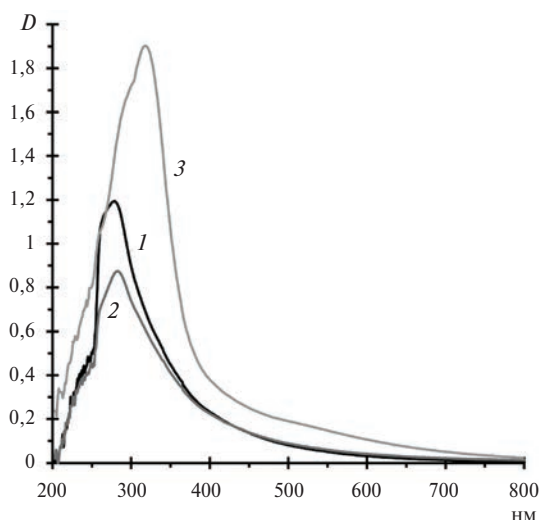


Рис. 1. УФ-видимые спектры ЛГ-сосна (1), ЛГ-осина (2) и ЛГ-кукурузы (3) в ДМСО. Концентрация лигнинов – 50 мкг/мл

Fig. 1. UV-visible spectra of LG-pine (1), LG-aspen (2), and LG-corn (3) in DMSO. The lignin concentration is 50 $\mu\text{g mL}^{-1}$

Как видно из рис. 1, форма спектров ЛГ-сосна и ЛГ-осина были похожи. При этом интенсивность поглощения при 282 нм ЛГ-сосна была больше, что свидетельствует о разном соотношении структурных единиц в этих лигнинах. Спектр ЛГ-кукурузы существенно отличался: на нем наблюдался интенсивный максимум при 316 нм и плечо в области 285 нм. Согласно литературным данным, лигнины травянистых растений имеют максимум или плечо в области 315 нм. Поглощение в этой области связывают с переходом $n \rightarrow \pi^*$ в лигниновых звеньях, содержащих группы $\text{C}_\alpha=\text{O}$, и с переходом $\pi \rightarrow \pi^*$ в лигниновых звеньях со связями $\text{C}_\alpha=\text{C}_\beta$, сопряженными с ароматическим кольцом [31], а также с наличием в структуре лигнина эфиров *n*-кумаровой и феруловой кислот [17, 33]. Таким образом, можно предположить, что структура ЛГ-кукурузы существенно отличается от структуры двух других древесных лигнинов.

Для изучения структурных характеристик лигнинов были записаны FTIR-ATR спектры (рис. 2).

Спектры всех образцов соответствовали типичным спектрам лигнина [4, 11, 31, 36]. На спектрах ЛГ-сосна и ЛГ-осина присутствовала широкая полоса в области 3450 cm^{-1} , относящаяся к валентным колебаниям связи О–Н в фенольных и алифатических структурах лигнина. В случае ЛГ-кукурузы эта полоса имела большую интенсивность и была сдвинута в коротковолновую область (3360 cm^{-1}). На всех спектрах присутствовали полосы около 2930 и 2850 cm^{-1} , возникающие в результате асимметричных и симметричных колебаний связи С–Н в метильных и метиленовых группах. Колебания ароматического скелета лигнина (1421, 1508 и 1595 cm^{-1}) и несимметричные деформационные колебания связи $\text{C}_{\text{аром}}-\text{H}$ (1456 cm^{-1}) являлись общими для всех лигнинов, хотя интенсивность этих полос была различна. Это указывает на то, что ароматическая субструктура лигнина не разрушалась в процессе обработки лигноцеллюлозной биомассы с использованием ГЭР. В спектрах всех трех лигнинов присутствовала полоса в области 1700–1710 cm^{-1} , особенно интенсивная в спектре ЛГ-кукурузы, которую относят к валентным колебаниям связи С=О в карбонильных и карбоксильных группах.

Спектральная область ниже 1400 cm^{-1} содержит колебания, специфичные для различных структурных единиц лигнина. В спектрах всех трех лигнинов наблюдались колебания разной интенсивности, характерные для G (1215, 1268 cm^{-1}), S (1320 и 1115 cm^{-1}) и H (1164 cm^{-1}) единиц [2, 4, 28, 31, 45]. В спектре ЛГ-кукурузы интенсивность полосы, характерной для H единиц, а также полосы при 1027 cm^{-1} (колебание связи $\text{C}_{\text{аром}}-\text{H}$ в G единицах и колебание связи С–О в первичных спиртах и эфирах) была значительно выше по сравнению с ЛГ-сосна и ЛГ-осина. Полоса в области 832 cm^{-1} , возникающая в результате внеплоскостных деформационных колебаний связей $\text{C}_{\text{аром}}-\text{H}$ в положении 2 и 6 S единиц и во всех положениях H единиц, была особенно интенсивна в спектре ЛГ-кукурузы. В спектрах ЛГ-сосна и ЛГ-осина присутствовала полоса при 910 cm^{-1} , относящаяся к внеплоскостным деформационным колебаниям связей $\text{C}_{\text{аром}}-\text{H}$ в положении 2, 5 и 6 G единиц. Таким образом, анализ спектральных данных позволяет утверждать, что по химической структуре ЛГ-сосна и ЛГ-осина относятся к лигнинам GS-типа, а ЛГ-кукурузы – к лигнинам HGS типа.

Таким образом, спектральные исследования показали, что лигнин эффективно экстрагируется из осиновых и сосновых опилок, а также из початков кукурузы с использованием ГЭР на основе ХХл/ЩК, и структура извлеченного лигнина зависит от исходной биомассы.

Антиоксидантная активность лигнина напрямую связана с его структурой, поэтому структурные изменения в лигнине неизбежно приводят к изме-

нению его биологической активности. Фенольные гидроксильные группы, а также сопряженные двойные связи в лигнине оказывают положительное влияние на антиоксидантную активность, в то время как алифатические гидроксильные группы лигнина отрицательно коррелируют с антиоксидантной активностью [9, 15, 41].

Для оценки антиоксидантного потенциала лигнинов были использованы стабильные хромогенные радикалы $ABTS^{+\cdot}$ и $DPPH^{\cdot}$, которые наиболее широко используются для определения антиоксидантной активности биологических материалов. В качестве положительного контроля использовали коммерческий антиоксидант Trolox®.

Как показано на рис. 3, способность всех трех лигнинов поглощать свободные радикалы $ABTS^{+\cdot}$ и $DPPH^{\cdot}$ возрастала с увеличением концентрации

лигнина. При использовании $DPPH^{\cdot}$ антиоксидантная активность лигнинов была практически одинаковой, а при использовании $ABTS^{+\cdot}$ антиоксидантная активность ЛГ-кукуруза была в два раза ниже, чем двух других лигнинов (табл. 1). Эффективность удаления радикала $ABTS^{+\cdot}$ всеми тремя лигнинами была значительно выше по сравнению с $DPPH^{\cdot}$. Это связано с тем, что реакции удаления радикала $ABTS^{+\cdot}$ включают перенос электронов и протекают с гораздо большей скоростью по сравнению с радикалами $DPPH^{\cdot}$ [24]. Аналогичные результаты были получены и другими исследователями [19, 20, 32, 35]. Необходимо отметить, что способность ЛГ-сосна и ЛГ-осина удалять свободные радикалы $ABTS^{+\cdot}$ была ненамного ниже ($IC_{50} = 15$ и 12 мкг/мл), чем у коммерческого антиоксиданта Trolox® ($IC_{50} = 6$ мкг/мл).

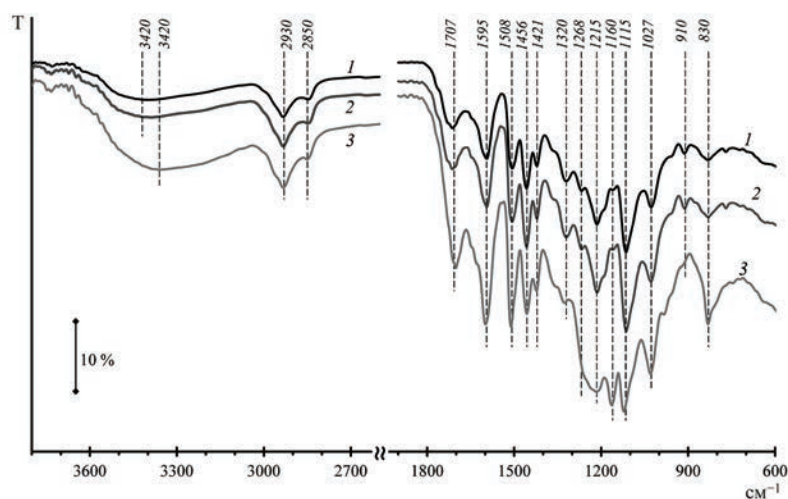


Рис. 2. ATR-FTIR спектры ЛГ-сосна (1), ЛГ-осина (2) и ЛГ-кукуруза (3)
Fig. 2. The ATR-FTIR spectra of LG-pine (1), LG-aspen (2), and LG-corn (3)

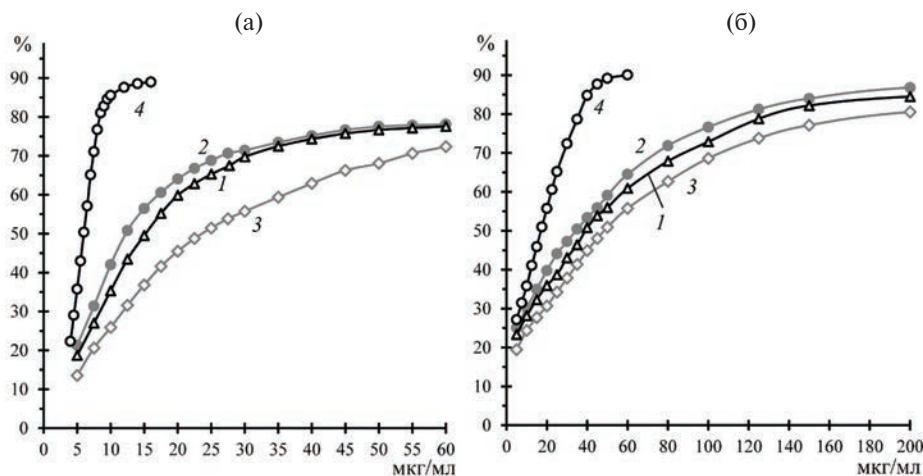


Рис. 3. Антиоксидантная активность ЛГ-сосна (1), ЛГ-осина (2) и ЛГ-кукуруза (3) к радикалам $ABTS^{+\cdot}$ (а) и $DPPH^{\cdot}$ (б) по сравнению с Trolox® (4)
Fig. 3. $ABTS^{+\cdot}$ (a) and $DPPH^{\cdot}$ (b) radical scavenging activity of LG-pine (1), LG-aspen (2), and LG-corn (3) in comparison to Trolox (4)

Таблица 1. Антиоксидантная активность, содержание фенольных групп и адсорбционная емкость экстрагированных лигнинов**Table 1.** Antioxidant activity, total phenolic content and adsorption capacity of extracted lignins

Образец	IC ₅₀ (ABTS ^{•+}) ¹	IC ₅₀ (DPPH [•]) ¹	ОСФ ²	А, мг/г
ЛГ-сосна	15	40	181,0 ± 2,5	14,0 ± 0,5
ЛГ-осина	12	35	205,4 ± 12,3	11,1 ± 0,6
ЛГ-кукуруза	24	50	122,3 ± 4,9	30,8 ± 1,3
Trolox®	6	17	—	—

Примечание: ¹ — Концентрация образца (мкг/мл), необходимая для нейтрализации 50% радикалов, ² — ОСФ выражали в мг эквивалентов галловой кислоты на г сухого образца лигнина

Note: ¹ — The concentration of the sample (μg mL⁻¹) that can scavenge 50% radicals, ² — Total phenolic content (TPC) expressed as concentration of polyphenol (mg) in term of the gallic acid equivalent per g of lignin samples

Наше исследование продемонстрировало корреляцию между содержанием фенольных групп и антиоксидантной активностью образцов лигнина (табл. 1). Из трех образцов лигнина, ЛГ-кукуруза показал самую низкую антиоксидантную активность и самое низкое содержание фенольных групп. Однако ЛГ-кукуруза обладал самой высокой адсорбционной емкостью для красителя МС (30,8 мг/г) по сравнению с ЛГ-сосна и ЛГ-осина. Необходимо отметить, что адсорбционная емкость для МС ЛГ-кукуруза была существенно выше, чем адсорбционная емкость органосольventного лигнина (20,62 мг/г) [43], крафт-лигнина (20,74 мг/г) [22] и лигнина из жома сахарного тростника (9,09 мг/г) [21]. Важно подчеркнуть, что проблема удаления красителей из сточных вод предприятий весьма актуальна [10].

Во многих исследованиях лигнин использовался в качестве активного компонента биоразлагаемых пленок, экранирующих УФ-излучение [14, 16, 34, 42]. Спектр ультрафиолетового излучения подразделяется на три диапазона UVA (315–400 нм), UVB (280–315 нм) и UVC (100–280 нм). UVC излучение практически полностью экранируется озоновым слоем, а UVA и UVB излучение могут достигать поверхности Земли и поэтому представляют прямую угрозу для людей и материалов. Было исследовано влияние трех образцов лигнина на УФ-защитные свойства пленок ПВС.

Пленки чистого ПВС экранировали ~15% УФ-излучения в диапазоне 200–400 нм. При включении лигнинов в ПВС пропускание УФ-излучения в этом диапазоне значительно снижалось. Необходимо отметить, что увеличение содержания лигнина в пленках ПВС с 0,5 до 4 вес.% обеспечивало более высокую защиту от УФ-излучения для всех трех образцов лигнина. Пленки ЛГ-сосна/ПВС и ЛГ-осина/ПВС демонстрировали одинаковую способность блокировать излучение, а пленки ЛГ-кукуруза/ПВС показали более высокую экранирующую способность при всех исследованных

концентрациях лигнина. На рис. 4 представлены спектры пропускания пленок с массовым содержанием лигнина 4 вес.%. При этом содержании лигнина все пленки полностью блокировали УФ-излучение в UVB и UVC диапазонах, тогда как в UVA диапазоне пленка ЛГ-кукуруза/ПВС блокировала 98% излучения, а пленки ЛГ-сосна/ПВС и ЛГ-осина/ПВС — 93%. Однако увеличение содержания лигнина в ПВС несколько ухудшало прозрачность пленок в видимой области спектра.

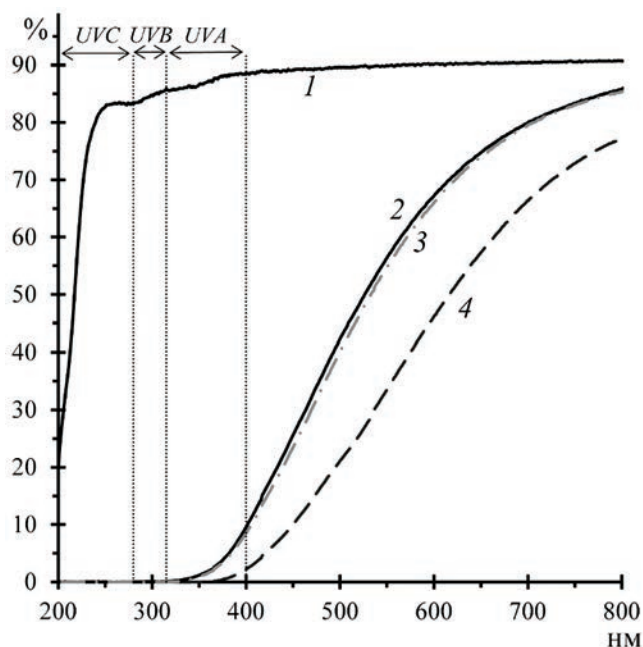


Рис. 4. Спектры пропускания УФ-видимого света пленок ПВС (1) и пленок с массовым содержанием лигнина 4 %: 2 — ЛГ-сосна/ПВС, 3 — ЛГ-осина/ПВС, 4 — ЛГ-кукуруза/ПВС

Fig. 4. UV-vis light transmittance spectra of the LG-pine/PVA (2), LG-aspen/PVA (3) and LG-corn/PVA (4) films with lignin content of 4 wt.% in comparison to the pure PVA film (1)

ЗАКЛЮЧЕНИЕ

Показана возможность эффективной экстракции лигнина из различной лигноцеллюлозной биомассы с использованием глубокого эвтектического растворителя на основе холин хлорида и щавелевой

кислоты. Структура и свойства лигнинов зависели от природы биомассы. Экстрагированные лигнины обладали хорошими антиоксидантными свойствами, проявляли высокую эффективность блокировки УФ-излучения и высокую адсорбционную емкость экотоксиканта метиленового синего.

СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. Abbott A.P., Capper G., Davies D. L. et al. Novel solvent properties of choline chloride/urea mixtures // Chem. Commun. 2003. V. 1. № 1. P. 70–71. <https://doi.org/10.1039/B210714G>
2. An L., Wang G., Jia H. et al. Fractionation of enzymatic hydrolysis lignin by sequential extraction for enhancing antioxidant performance // Int. J. Biol. Macromol. 2017. V. 99. P. 674–681. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2017.03.015>
3. Bao Y., Wang Y., Yan C., Xue Z. Deep eutectic solvents for fractionation and valorization of lignocellulose // Green Chem. Eng. 2025. V. 6. № 1. P. 21–35. <https://doi.org/10.1016/j.gce.2024.04.001>
4. Boeriu C.G., Bravo D., Gosselink R.J.A., van Dam J.E.G. Characterisation of structure-dependent functional properties of lignin with infrared spectroscopy // Ind. Crops. Prod. 2004. V. 20. № 2. P. 205–218. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2004.04.022>
5. Brand-Williams W., Cuvelier M.E., Berset C. Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity // LWT – Food Sci. Technol. 1995. V. 28. № 1. P. 25–30. [https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)
6. Brienza F., Cannella D., Montesdeoca D., Cybulska I., Debecker D.P. A guide to lignin valorization in biorefineries: Traditional, recent, and forthcoming approaches to convert raw lignocellulose into valuable materials and chemicals // RSC Sustain. 2024. V. 2. № 1. P. 37–90. <https://doi.org/10.1039/D3SU00140G>
7. Collins M.N., Nechifor M., Tanasă F., Zănoagă M. Valorization of lignin in polymer and composite systems for advanced engineering applications – a review // Int. J. Biol. Macromol. 2019. V. 131. P. 828–849. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2019.03.069>
8. Demuner I.F., Colodette J.L., Demuner A.J., Jardim C.M. Biorefinery review: Wide-reaching products through kraft lignin // BioResources 2019. V. 14. № 3. P. 7543–7581. <https://doi.org/10.15376/biores.14.3.Demuner>
9. Dizhbite T., Telysheva G., Jurkane V., Viesturs U. Characterization of the radical scavenging activity of lignins – natural antioxidants // Bioresour. Technol. 2004. V. 95. № 3. P. 309–317. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2004.02.024>
10. Dutta S., Gupta B., Srivastava S.K., Gupta A.K. Recent advances on the removal of dyes from wastewater using various adsorbents: a critical review // Mater. Adv. 2021. V. 2. № 14. P. 4497–4531. <https://doi.org/10.1039/D1MA00354B>
11. Faix O. Classification of Lignins from Different Botanical Origins by FT-IR Spectroscopy // Holzforschung 1991. V. 45. № s1. P. 21–28. <https://doi.org/10.1515/hfsg.1991.45.s1.21>
12. Gordobil O., Herrera R., Yahyaoui M. et al. Potential use of kraft and organosolv lignins as a natural additive for healthcare products // RSC Adv. 2018. V. 8. № 43. P. 24525–24533. <https://doi.org/10.1039/C8RA02255K>
13. Hansen B.B., Spittle S., Chen B. et al. Deep Eutectic Solvents: A Review of Fundamentals and Applications // Chem. Rev. 2021. V. 121. № 3. P. 1232–1285. <https://doi.org/10.1021/acs.chemrev.0c00385>
14. Kim Y., Suhr J., Seo H.W. et al. All Biomass and UV Protective Composite Composed of Compatibilized Lignin and Poly (Lactic-acid) // Sci. Rep. 2017. V. 7. Article number 43596. <https://doi.org/10.1038/srep43596>
15. Li P., Lu Y., Long G. et al. Structural Characterization of Acid DES-Modified Alkaline Lignin and Evaluation of Antioxidant Properties // Forests 2023. V. 14. № 3. Article number 550. <https://doi.org/10.3390/f14030550>
16. Li X., Liu Y., Ren X. Transparent and ultra-tough PVA/alkaline lignin films with UV shielding and antibacterial functions // Int. J. Biol. Macromol. 2022. V. 216. P. 86–94. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2022.06.188>
17. Lybeer B., Koch G. Lignin distribution in the tropical bamboo species *Gigantochloa levis* // IAWA J. 2005. V. 26. № 4. P. 443–456. <https://doi.org/10.1163/22941932-90000126>
18. Lynam J.G., Kumar N., Wong M.J. Deep eutectic solvents' ability to solubilize lignin, cellulose, and hemicellulose; thermal stability; and density // Bioresour. Technol. 2017. V. 238. P. 684–689. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.04.079>

19. *Michelin M., Liebentritt S., Vicente A.A., Teixeira J.A.* Lignin from an integrated process consisting of liquid hot water and ethanol organosolv: Physicochemical and antioxidant properties // *Int. J. Biol. Macromol.* 2018. V. 120. Part A. P. 159–169. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.08.046>
20. *Morozova O., Vasil'eva I., Shumakovich G. et al.* Green Extraction of Reed Lignin: The Effect of the Deep Eutectic Solvent Composition on the UV-Shielding and Antioxidant Properties of Lignin // *Int. J. Mol. Sci.* 2024. V. 25. № 15. Article number 8277. <https://doi.org/10.3390/ijms25158277>
21. *Nguyen-Thi N.Y., Nguyen C.Q., Dang Q.L. et al.* Extracting lignin from sugarcane bagasse for methylene blue and hexavalent chromium adsorption in textile wastewater: a facile, green, and sustainable approach // *RSC Adv.* 2024. V. 14. № 7. P. 4533–4542. <https://doi.org/10.1039/D3RA08007B>
22. *Pourbaba R., Abdulkhali A., Rashidi A., Ashori A.* Lignin nanoparticles as a highly efficient adsorbent for the removal of methylene blue from aqueous media // *Sci. Rep.* 2024. V. 14. Article number 9039. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-59612-4>
23. *Re R., Pellegrini N., Proteggente A. et al.* Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay // *Free Radic. Biol. Med.* 1999. V. 26. № 9–10. P. 1231–1237. [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(98)00315-3)
24. *Rumpf J., Burger R., Schulze M.* Statistical evaluation of DPPH, ABTS, FRAP, and Folin-Ciocalteu assays to assess the antioxidant capacity of lignins // *Int. J. Biol. Macromol.* 2023. V. 233. Article number 123470. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.123470>
25. *Sadeghifar H., Ragauskas A.* Lignin as a UV Light Blocker – A Review // *Polymers* 2020. V. 12. № 5. Article number 1134. <https://doi.org/10.3390/polym12051134>
26. *Sadeghifar H., Ragauskas A.J.* Lignin as a natural antioxidant: Chemistry and applications // *Macromol* 2025. V. 5. № 1. Article number 5. <https://doi.org/10.3390/macromol5010005>
27. *Sethupathy S., Morales G.M., Gao L. et al.* Lignin valorization: Status, challenges and opportunities // *Bioresour. Technol.* 2022. V. 347. Article number 126696. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2022.126696>
28. *Shao Z., Fu Y., Wang P. et al.* Modification of the aspen lignin structure during integrated fractionation process of autohydrolysis and formic acid delignification // *Int. J. Biol. Macromol.* 2020. V. 165. Part B. P. 1727–1737. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2020.10.026>
29. *Shorey R., Salaghi A., Fatehi P., Mekonnen T.H.* Valorization of lignin for advanced material applications: a review // *RSC Sustain.* 2024. V. 2. № 4. P. 804–831. <https://doi.org/10.1039/D3SU00401E>
30. *Smith E.L., Abbott A.P., Ryder K.S.* Deep Eutectic Solvents (DESs) and Their Applications // *Chem. Rev.* 2014. V. 114. № 21. P. 11060–11082. <https://doi.org/10.1021/cr300162p>
31. *Sun S.L., Wen J.L., Ma M.G., Li M.F., Sun R.C.* Revealing the structural inhomogeneity of lignins from sweet sorghum stem by successive alkali extractions // *J. Agric. Food Chem.* 2013. V. 61. № 18. P. 4226–4235. <https://doi.org/10.1021/jf400824p>
32. *Tavares D., Cavali M., Tanobe V.d.O.A. et al.* Lignin from Residual Sawdust of *Eucalyptus* spp. – Isolation, Characterization, and Evaluation of the Antioxidant Properties // *Biomass* 2022. V. 2. № 3. P. 195–208. <https://doi.org/10.3390/biomass2030013>
33. *Vivekanand V., Chawade A., Larsson M., Larsson A., Olsson O.* Identification and qualitative characterization of high and low lignin lines from an oat TILLING population // *Ind. Crops. Prod.* 2014. V. 59. P. 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.04.019>
34. *Wang H., Yuan T., Song G., Sun R.* Advanced and Versatile Lignin-Derived Biodegradable Composite Film Materials Toward a Sustainable World // *Green Chem.* 2021. V. 23. № 11. P. 3790–3817. <https://doi.org/10.1039/D1GC00790D>
35. *Wei X., Liu Y., Luo Y. et al.* Effect of organosolv extraction on the structure and antioxidant activity of eucalyptus kraft lignin // *Int. J. Biol. Macromol.* 2021. V. 187. P. 462–470. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2021.07.082>
36. *Wu Y., Cheng J., Yang Q. et al.* Solid acid facilitated deep eutectic solvents extraction of high-purity and antioxidative lignin production from poplar wood // *Int. J. Biol. Macromol.* 2021. V. 193. Part A. P. 64–70. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2021.10.120>
37. *Xiao B., Sun X.F., Sun R.* Chemical, structural, and thermal characterizations of alkali-soluble lignins and hemicelluloses, and cellulose from maize stems, rye straw, and rice straw // *Polym. Degrad. Stab.* 2001. V. 74. № 2. P. 307–319. [https://doi.org/10.1016/S0141-3910\(01\)00163-X](https://doi.org/10.1016/S0141-3910(01)00163-X)
38. *Xiao T., Hou M., Guo X. et al.* Recent progress in deep eutectic solvent (DES) fractionation of lignocellulosic component: A review // *Renew. Sustain. Energy Rev.* 2024. V. 192. Article number 114243. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2023.114243>
39. *Yang J., Ching Y.C., Chuah C.H.* Applications of lignocellulosic fibers and lignin in bioplastics: A Review // *Polymers* 2019. V. 11. № 5. Article number 751. <https://doi.org/10.3390/polym11050751>

40. Yang L., Wang D., Zhou D., Zhang Y. Effect of different isolation methods on structure and properties of lignin from valonea of *Quercus variabilis* // *Int. J. Biol. Macromol.* 2016. V. 85. P. 417–424. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2016.01.005>
41. Yao L., Xiong L., Yoo C.G. et al. Correlations of the physicochemical properties of organosolv lignins from *Broussonetia papyrifera* with their antioxidant activities // *Sustain. Energ. Fuels* 2020. V. 4. № 10. P. 5114–5119. <https://doi.org/10.1039/D0SE00940G>
42. Zdanowicz M., Sałasińska K., Lewandowski K., Skórczewska K. Thermoplastic Starch/Ternary Deep Eutectic Solvent/Lignin Materials: Study of Physicochemical Properties and Fire Behavior // *ACS Sustain. Chem. Eng.* 2022. V. 10. № 14. P. 4579–4587. <https://doi.org/10.1021/acssuschemeng.1c08542>
43. Zhang S., Wang Z., Zhang Y., Pan H., Tao L. Adsorption of methylene blue on organosolv lignin from rice straw // *Procedia Environ. Sci.* 2016. V. 31. P. 3–11. <https://doi.org/10.1016/j.proenv.2016.02.001>
44. Zheng L., Lu G., Pei W. et al. Understanding the relationship between the structural properties of lignin and their biological activities // *Int. J. Biol. Macromol.* 2021. V. 190. P. 291–300. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2021.08.168>
45. Zhong L., Xu M., Wang C. et al. Pretreatment of willow using the alkaline-catalyzed sulfolane/water solution for high-purity and antioxidative lignin production // *Int. J. Biol. Macromol.* 2020. V. 159. P. 287–294. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2020.05.074>

RERERENCES

1. Abbott A.P., Capper G., Davies D. L. et al. Novel solvent properties of choline chloride/urea mixtures. *Chem. Commun.*, 2003, vol. 1, no. 1. P. 70–71. <https://doi.org/10.1039/B210714G>
2. An L., Wang G., Jia H. et al. Fractionation of enzymatic hydrolysis lignin by sequential extraction for enhancing antioxidant performance. *Int. J. Biol. Macromol.*, 2017, vol. 99, P. 674–681. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2017.03.015>
3. Bao Y., Wang Y., Yan C., Xue Z. Deep eutectic solvents for fractionation and valorization of lignocellulose. *Green Chem. Eng.*, 2025, vol. 6, no. 1, P. 21–35. <https://doi.org/10.1016/j.gce.2024.04.001>
4. Boeriu C.G., Bravo D., Gosselink R.J.A., van Dam J.E.G. Characterisation of structure-dependent functional properties of lignin with infrared spectroscopy. *Ind. Crops. Prod.*, 2004, vol. 20, no. 2, P. 205–218. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2004.04.022>
5. Brand-Williams W., Cuvelier M.E., Berset C. Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT – Food Sci. Technol.*, 1995, vol. 28, no. 1, P. 25–30. [https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)
6. Brienza F., Cannella D., Montesdeoca D., Cybulska I., Debecker D.P. A guide to lignin valorization in biorefineries: Traditional, recent, and forthcoming approaches to convert raw lignocellulose into valuable materials and chemicals. *RSC Sustain.*, 2024, vol. 2, no. 1, P. 37–90. <https://doi.org/10.1039/D3SU00140G>
7. Collins M.N., Nechifor M., Tanasă F., Zănoagă M. Valorization of lignin in polymer and composite systems for advanced engineering applications – a review. *Int. J. Biol. Macromol.*, 2019, vol. 131, P. 828–849. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2019.03.069>
8. Demuner I.F., Colodette J.L., Demuner A.J., Jardim C.M. Biorefinery review: Wide-reaching products through kraft lignin. *BioResources*, 2019, vol. 14, no. 3, P. 7543–7581. <https://doi.org/10.15376/biores.14.3.Demuner>
9. Dizhbite T., Telysheva G., Jurkane V., Viesturs U. Characterization of the radical scavenging activity of lignins – natural antioxidants. *Bioresour. Technol.*, 2004, vol. 95, no. 3, P. 309–317. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2004.02.024>
10. Dutta S., Gupta B., Srivastava S.K., Gupta A.K. Recent advances on the removal of dyes from wastewater using various adsorbents: a critical review. *Mater. Adv.*, 2021, vol. 2, no. 14, P. 4497–4531. <https://doi.org/10.1039/D1MA00354B>
11. Faix O. Classification of Lignins from Different Botanical Origins by FT-IR Spectroscopy. *Holzforschung*, 1991, vol. 45, no. s1, P. 21–28. <https://doi.org/10.1515/hfsg.1991.45.s1.21>
12. Gordobil O., Herrera R., Yahyaoui M. et al. Potential use of kraft and organosolv lignins as a natural additive for healthcare products. *RSC Adv.*, 2018, vol. 8, no. 43, P. 24525–24533. <https://doi.org/10.1039/C8RA02255K>
13. Hansen B.B., Spittle S., Chen B. et al. Deep Eutectic Solvents: A Review of Fundamentals and Applications. *Chem. Rev.*, 2021, vol. 121, no. 3, P. 1232–1285. <https://doi.org/10.1021/acs.chemrev.0c00385>
14. Kim Y., Suhr J., Seo H.W. et al. All Biomass and UV Protective Composite Composed of Compatibilized Lignin and Poly (Lactic-acid). *Sci. Rep.*, 2017, vol. 7, Article number 43596. <https://doi.org/10.1038/srep43596>
15. Li P., Lu Y., Long G. et al. Structural Characterization of Acid DES-Modified Alkaline Lignin and Evaluation of Antioxidant Properties. *Forests*, 2023, vol. 14, no. 3, Article number 550. <https://doi.org/10.3390/f14030550>
16. Li X., Liu Y., Ren X. Transparent and ultra-tough PVA/alkaline lignin films with UV shielding and antibacterial functions. *Int. J. Biol. Macromol.*, 2022, vol. 216, P. 86–94. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2022.06.188>

17. Lybeer B., Koch G. Lignin distribution in the tropical bamboo species *Gigantochloa levis*. *IAWA J.*, 2005, vol. 26, no. 4, P. 443–456. <https://doi.org/10.1163/22941932-90000126>
18. Lynam J.G., Kumar N., Wong M.J. Deep eutectic solvents' ability to solubilize lignin, cellulose, and hemicellulose; thermal stability; and density. *Bioresour. Technol.*, 2017, vol. 238, P. 684–689. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.04.079>
19. Michelin M., Liebentritt S., Vicente A.A., Teixeira J.A. Lignin from an integrated process consisting of liquid hot water and ethanol organosolv: Physicochemical and antioxidant properties. *Int. J. Biol. Macromol.*, 2018, vol. 120, Part A, P. 159–169. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2018.08.046>
20. Morozova O., Vasil'eva I., Shumakovich G. et al. Green Extraction of Reed Lignin: The Effect of the Deep Eutectic Solvent Composition on the UV-Shielding and Antioxidant Properties of Lignin. *Int. J. Mol. Sci.*, 2024, vol. 25, no. 15, Article number 8277. <https://doi.org/10.3390/ijms25158277>
21. Nguyen-Thi N.Y., Nguyen C.Q., Dang Q.L. et al. Extracting lignin from sugarcane bagasse for methylene blue and hexavalent chromium adsorption in textile wastewater: a facile, green, and sustainable approach. *RSC Adv.*, 2024, vol. 14, no. 7, P. 4533–4542. <https://doi.org/10.1039/D3RA08007B>
22. Pourbaba R., Abdulkhani A., Rashidi A., Ashori A. Lignin nanoparticles as a highly efficient adsorbent for the removal of methylene blue from aqueous media. *Sci. Rep.*, 2024, vol. 14, Article number 9039. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-59612-4>
23. Re R., Pellegrini N., Proteggente A. et al. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radic. Biol. Med.*, 1999, vol. 26, no. 9–10, P. 1231–1237. [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(98)00315-3)
24. Rumpf J., Burger R., Schulze M. Statistical evaluation of DPPH, ABTS, FRAP, and Folin-Ciocalteu assays to assess the antioxidant capacity of lignins. *Int. J. Biol. Macromol.*, 2023, vol. 233, Article number 123470. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.123470>
25. Sadeghifar H., Ragauskas A. Lignin as a UV Light Blocker – A Review. *Polymers*, 2020, vol. 12, no. 5, Article number 1134. <https://doi.org/10.3390/polym12051134>
26. Sadeghifar H., Ragauskas A.J. Lignin as a natural antioxidant: Chemistry and applications. *Macromol*, 2025, vol. 5, no. 1, Article number 5. <https://doi.org/10.3390/macromol5010005>
27. Sethupathy S., Morales G.M., Gao L. et al. Lignin valorization: Status, challenges and opportunities. *Bioresour. Technol.*, 2022, vol. 347, Article number 126696. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2022.126696>
28. Shao Z., Fu Y., Wang P. et al. Modification of the aspen lignin structure during integrated fractionation process of autohydrolysis and formic acid delignification. *Int. J. Biol. Macromol.*, 2020, vol. 165, Part B, P. 1727–1737. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2020.10.026>
29. Shorey R., Salaghi A., Fatehi P., Mekonnen T.H. Valorization of lignin for advanced material applications: a review. *RSC Sustain.*, 2024, vol. 2, no. 4, P. 804–831. <https://doi.org/10.1039/D3SU00401E>
30. Smith E.L., Abbott A.P., Ryder K.S. Deep Eutectic Solvents (DESS) and Their Applications. *Chem. Rev.*, 2014, vol. 114, no. 21, P. 11060–11082. <https://doi.org/10.1021/cr300162p>
31. Sun S.L., Wen J.L., Ma M.G., Li M.F., Sun R.C. Revealing the structural inhomogeneity of lignins from sweet sorghum stem by successive alkali extractions. *J. Agric. Food Chem.*, 2013, vol. 61, no. 18, P. 4226–4235. <https://doi.org/10.1021/jf400824p>
32. Tavares D., Cavali M., Tanobe V.d.O.A. et al. Lignin from Residual Sawdust of *Eucalyptus* spp. – Isolation, Characterization, and Evaluation of the Antioxidant Properties. *Biomass*, 2022, vol. 2, no. 3, P. 195–208. <https://doi.org/10.3390/biomass2030013>
33. Vivekanand V., Chawade A., Larsson M., Larsson A., Olsson O. Identification and qualitative characterization of high and low lignin lines from an oat TILLING population. *Ind. Crops. Prod.*, 2014, vol. 59, P. 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.04.019>
34. Wang H., Yuan T., Song G., Sun R. Advanced and Versatile Lignin-Derived Biodegradable Composite Film Materials Toward a Sustainable World. *Green Chem.*, 2021, vol. 23, no. 11, P. 3790–3817. <https://doi.org/10.1039/D1GC00790D>
35. Wei X., Liu Y., Luo Y. et al. Effect of organosolv extraction on the structure and antioxidant activity of eucalyptus kraft lignin. *Int. J. Biol. Macromol.*, 2021, vol. 187, P. 462–470. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2021.07.082>
36. Wu Y., Cheng J., Yang Q. et al. Solid acid facilitated deep eutectic solvents extraction of high-purity and antioxidative lignin production from poplar wood. *Int. J. Biol. Macromol.*, 2021, vol. 193, Part A, P. 64–70. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2021.10.120>
37. Xiao B., Sun X.F., Sun R. Chemical, structural, and thermal characterizations of alkali-soluble lignins and hemicelluloses, and cellulose from maize stems, rye straw, and rice straw. *Polym. Degrad. Stab.*, 2001, vol. 74, no. 2, P. 307–319. [https://doi.org/10.1016/S0141-3910\(01\)00163-X](https://doi.org/10.1016/S0141-3910(01)00163-X)

38. Xiao T., Hou M., Guo X. et al. Recent progress in deep eutectic solvent (DES) fractionation of lignocellulosic component: A review. *Renew. Sustain. Energy Rev.*, 2024, vol. 192, Article number 114243. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2023.114243>
39. Yang J., Ching Y.C., Chuah C.H. Applications of lignocellulosic fibers and lignin in bioplastics: A Review. *Polymers*, 2019, vol. 11, no. 5, Article number 751. <https://doi.org/10.3390/polym11050751>
40. Yang L., Wang D., Zhou D., Zhang Y. Effect of different isolation methods on structure and properties of lignin from valonea of *Quercus variabilis*. *Int. J. Biol. Macromol.*, 2016, vol. 85, P. 417–424. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2016.01.005>
41. Yao L., Xiong L., Yoo C.G. et al. Correlations of the physicochemical properties of organosolv lignins from *Broussonetia papyrifera* with their antioxidant activities. *Sustain. Energ. Fuels*, 2020, vol. 4, no. 10, P. 5114–5119. <https://doi.org/10.1039/D0SE00940G>
42. Zdanowicz M., Sałasińska K., Lewandowski K., Skórczewska K. Thermoplastic Starch/Ternary Deep Eutectic Solvent/Lignin Materials: Study of Physicochemical Properties and Fire Behavior. *ACS Sustain. Chem. Eng.*, 2022, vol. 10, no. 14, P. 4579–4587. <https://doi.org/10.1021/acssuschemeng.1c08542>
43. Zhang S., Wang Z., Zhang Y., Pan H., Tao L. Adsorption of methylene blue on organosolv lignin from rice straw. *Procedia Environ. Sci.*, 2016, vol. 31, P. 3–11. <https://doi.org/10.1016/j.proenv.2016.02.001>
44. Zheng L., Lu G., Pei W. et al. Understanding the relationship between the structural properties of lignin and their biological activities. *Int. J. Biol. Macromol.*, 2021, vol. 190, P. 291–300. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2021.08.168>
45. Zhong L., Xu M., Wang C. et al. Pretreatment of willow using the alkaline-catalyzed sulfolane/water solution for high-purity and antioxidative lignin production. *Int. J. Biol. Macromol.*, 2020, vol. 159, P. 287–294. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2020.05.074>

СВЕДЕНИЯ ОБ АВТОРАХ

Хлупова Мария Евгеньевна — кандидат биологических наук, научный сотрудник, Институт биохимии им. А.Н. Баха, ФИЦ Биотехнологии РАН, Москва, Российская Федерация
E-mail: dave80@yandex.ru
<https://orcid.org/0000-0002-9098-0983>

Васильева Ирина Сергеевна — кандидат химических наук, научный сотрудник, Институт биохимии им. А.Н. Баха, ФИЦ Биотехнологии РАН, Москва, Российская Федерация
E-mail: ir-vas@yandex.ru
<https://orcid.org/0000-0001-6946-731X>

Морозова Ольга Владимировна — кандидат химических наук, старший научный сотрудник, Институт биохимии им. А.Н. Баха, ФИЦ Биотехнологии РАН, Москва, Российская Федерация
E-mail: morozova@inbi.ras.ru
<https://orcid.org/0000-0001-6946-731X>

Ярополов Александр Иванович — доктор химических наук, профессор, главный научный сотрудник, Институт биохимии им. А.Н. Баха, ФИЦ Биотехнологии РАН, Москва, Российская Федерация
E-mail: yaropolov@inbi.ras.ru
<https://orcid.org/0000-0001-9210-5640>

AUTHOR INFORMATION

Khlopova, Maria E. — Ph. D. in Biology, Researcher, A.N. Bach Institute of Biochemistry, Federal Research Center of Biotechnology of the Russian Academy of Sciences, Moscow, Russian Federation
E-mail: dave80@yandex.ru
<https://orcid.org/0000-0002-9098-0983>

Vasil'eva, Irina S. — Ph. D. in Chemistry, Researcher, A.N. Bach Institute of Biochemistry, Federal Research Center of Biotechnology of the Russian Academy of Sciences, Moscow, Russian Federation
E-mail: ir-vas@yandex.ru
<https://orcid.org/0000-0001-6946-731X>

Morozova, Olga V. — Ph. D. in Chemistry, Senior Researcher, A.N. Bach Institute of Biochemistry, Federal Research Center of Biotechnology of the Russian Academy of Sciences, Moscow, Russian Federation
E-mail: morozova@inbi.ras.ru
<https://orcid.org/0000-0001-6946-731X>

Yaropolov, Alexander I. — Dr. Sci. in Chemistry, Professor, Chief Researcher, A.N. Bach Institute of Biochemistry, Federal Research Center of Biotechnology of the Russian Academy of Sciences, Moscow, Russian Federation
E-mail: yaropolov@inbi.ras.ru
<https://orcid.org/0000-0001-9210-5640>

Поступила в редакцию 06.03.2026

После доработки 23.04.2026

Принята к публикации 27.04.2026

Received March 06, 2026

Revised April 23, 2026

Accepted April 27, 2026