

Xilanases microbianas e suas aplicações industriais



*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Agroenergia
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento*

DOCUMENTOS 38

Xilanases microbianas e suas aplicações industriais

*Sarah Conessa de Moura
Andréssa de Rezende Bastos Araujo
Rodrigo Mauricio Marinsek Sales
Mateus Florentino Barbosa
Betulia de Moraes Souto
Betania Ferraz Quirino*

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Agroenergia
Parque Estação Biológica (PqEB), s/nº
Ed. Embrapa Agroenergia
Caixa Postal 40315
CEP 70770-901, Brasília, DF
Fone: +55 (61) 3448-1581
Fax: +55 (61) 3448-1589
www.embrapa.br/agroenergia
www.embrapa.br/fale-conosco/sac/

Comitê Local de Publicações
da Embrapa Agroenergia

Presidente
Patrícia Verardi Abdelnur

Secretária-Executiva
Lorena Costa Garcia Calsing

Membros
Adilson Kenji Kobayashi
André Pereira Leão
Dasciana de Sousa Rodrigues
Emerson Léo Schultz
Felipe Brandão de Paiva Carvalho
Thais Fabiana Chan Salum
Wesley Gabriel de Oliveira Leal

Supervisão editorial e revisão de texto
Luciane Chedid Melo Borges

Normalização bibliográfica
Marcia Maria Pereira de Souza

Projeto gráfico da coleção
Carlos Eduardo Felice Barbeiro

Editoração eletrônica
Maria Goreti Braga dos Santos

Foto da capa
Sarah Conessa de Moura
Andrêssa de Rezende Bastos Araujo

1ª edição
Publicação digital (2021)

Todos os direitos reservados

A reprodução não autorizada desta publicação, no todo ou em parte,
constitui violação dos direitos autorais (Lei nº 9.610).

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Embrapa, Secretaria-Geral

Xilanases microbianas e suas aplicações industriais / Sarah Conessa de Moura ... [et al.]. – Brasília, DF : Embrapa Agroenergia, 2021.

PDF (52 p.) – (Documentos / Embrapa Agroenergia, ISSN 2177-4439, 38)

1. Xilana. 2. Biomassa de plantas. 3. Enzimas brasileiras. 4. Bioeconomia. I. Araujo, Andrêssa de Rezende Bastos. II. Sales, Rodrigo Maurício Marinsek. III. Barbosa, Mateus Florentino. IV. Souto, Betulia de Moraes. V. Quirino, Betania Ferraz. VI. Série.

CDD (21. ed.) 631

Autores

Sarah Conessa de Moura

Bióloga, colaboradora da Embrapa Agroenergia, Brasília, DF.

Andrêssa de Rezende Bastos Araujo

Biotechnologista, mestre em Ciências Genômicas e Biotecnologia, colaboradora Embrapa Agroenergia, Brasília, DF.

Mateus Florentino Barbosa

Biomédico, colaborador da Embrapa Agroenergia, Brasília, DF.

Rodrigo Mauricio Marinsek Sales

Biólogo, colaborador da Embrapa Agroenergia, Brasília, DF.

Betulia de Moraes Souto

Bióloga, mestre em Biologia Molecular, analista da Embrapa Agroenergia, Brasília, DF.

Betania Ferraz Quirino

Bióloga, doutora em Biologia Molecular e Celular, pesquisadora da Embrapa Agroenergia, Brasília, DF.

Apresentação

A Embrapa Agroenergia tem se destacado na bioprospecção, caracterização e utilização de enzimas desde sua constituição. Enzimas são catalisadores que aceleram as reações químicas, podendo ser aplicadas em processos industriais sustentáveis, otimizando etapas de produção e diminuindo os impactos ambientais. São produtos de alto valor e vislumbra-se que tenham grande relevância na bioeconomia brasileira. Recentemente, o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (Mapa) lançou o Programa Nacional de Bioinsumos, visando fortalecer iniciativas nessa área. A Embrapa Agroenergia é parceira da Empresa Brasileira de Pesquisa e Inovação Industrial (Embrapii) e vem testemunhando o crescimento do mercado de enzimas no Brasil. Nossa pesquisa é estruturada em quatro eixos principais: Biomassa para Uso Industrial, Biotecnologia Industrial, Química de Renováveis e Materiais Renováveis, e as enzimas podem perpassar por todos eles.

O Brasil, com seus diferentes biomas, possui grande biodiversidade e, por isso, um enorme potencial na busca de genes codificadores de enzimas. Assim, esse tema é de grande interesse. Neste estudo, compartilhamos com o público informações sobre xilanases microbianas e como elas podem ser aplicadas na indústria. Essa classe de enzimas, envolvida na degradação da biomassa, pode ser usada em diversos ramos industriais, tanto na indústria alimentícia (produção de pães, sucos processados de frutas e vegetais, bebidas e alimentos fermentados, óleos vegetais e alimentação animal), como na indústria não alimentícia (produção de biocombustíveis, indústria têxtil, papel e celulose, produtos de limpeza e tratamento de resíduos rurais e urbanos). Esperamos chamar atenção do mercado industrial para a aplicabilidade da diversidade das enzimas brasileiras.

Alexandre Alonso Alves

Chefe-Geral da Embrapa Agroenergia

Sumário

Introdução.....	9
Biomassa lignocelulósica	9
Hemicelulose	10
Xilana.....	10
Sistema enzimático xilanolítico.....	12
Classificação das xilanases.....	14
Aplicação industrial	14
Xilanases na Indústria Alimentícia.....	15
Xilanases na produção pães.....	15
Xilanases na produção de sucos de frutas e vegetais processados	18
Xilanases na produção de bebidas e alimentos fermentados.....	20
Xilanase na indústria de óleos vegetais.....	23
Xilanases e suas aplicações na alimentação animal	25
Xilanases e suas aplicações na indústria não alimentícia	28
Xilanases na produção de biocombustíveis	28
Xilanases na indústria têxtil.....	30
Xilanases na indústria de papel	32
Xilanases nos produtos de limpeza.....	35
Xilanases e resíduos rurais e urbanos.....	36
Conclusão.....	39
Referências	39

Introdução

No contexto atual, no qual o mundo está mergulhado em uma crise ambiental, uma economia baseada em energia fóssil, atrelada às oscilações dos preços do petróleo, está fadada a uma crise grave. Dessa forma, a busca por alternativas baseadas em bioprodutos é uma opção para a construção de um sistema independente do petróleo, em busca de uma economia cada vez mais sustentável e consciente. Nessa conjuntura, a concepção de uma biorrefinaria, baseada no uso de moléculas de carbono incorporadas nas paredes celulares vegetais, constituindo a biomassa de plantas, contribui para diminuição do impacto antrópico no aquecimento global (Octave; Thomas, 2009; Katakajwala; Mohan, 2021).

Inserido nessa construção de biorrefinarias, a hidrólise enzimática de polissacarídeos pode ser considerada uma tecnologia para conversão de biomassa lignocelulósica em monômeros de açúcar e posteriormente em produtos com valor agregado (Dyk; Pletschke, 2012). Nesta revisão bibliográfica, será contextualizada a utilização e potenciais usos das xilanases na indústria e no mercado.

As endo-1,4- β -D-xilanases (EC 3.2.1.8) são importantes enzimas hidrolíticas responsáveis pela clivagem da ligação glicosídica β -(1,4) da cadeia linear da xilana, gerando xilo-oligossacarídeos curtos (Motta et al., 2013; Irfan et al., 2016). Porém, para despolimerização completa desse polissacarídeo, é necessário um conjunto de enzimas com múltiplos modos de ação e especificidades, em função das cadeias anexas à xilana (Verma; Satyanarayana, 2012). As enzimas xilanolíticas atuam de maneira sinérgica na degradação do material lignocelulósico (Dyk; Pletschke, 2012). No meio ambiente, a produção de endo-1,4- β -D-xilanases (EC 3.2.1.8) está ligada principalmente a microrganismos, como bactérias (*Bacillus* sp. e *Streptomyces* sp.) e fungos (*Aspergillus* sp. e *Trichoderma* sp.) (Burlacu et al., 2016).

Nas últimas décadas, devido à abundância e ao baixo custo, a exploração da xilana tornou-se um dos principais objetivos da bioindústria. A bioconversão da hemicelulose tem recebido muita atenção em função de suas aplicações em vários processos industriais, como na indústria de sucos, papel, cervejas, pães, tabaco, tecidos, alimentos, rações, óleos vegetais e de biocombustíveis, ou seja, com a síntese de produtos de valor agregado (Malgas et al., 2019; Nieto-Domínguez et al., 2019). Porém, as indústrias são atraídas por características específicas das xilanases, já que cada processo requer enzimas ativas em condições diferentes. Logo, é necessário, antes da comercialização, determinar os parâmetros que identifiquem o potencial que cada enzima apresenta em termos de aplicação industrial. Para isso é realizada a caracterização bioquímica, ou seja, a especificação de seu pH ótimo, temperatura ótima, estabilidade e parâmetros cinéticos, entre outras características.

Dessa forma, a criação de um banco com informações sobre enzimas caracterizadas disponível aos atores e agentes que atuam no mercado e nos processos industriais seria uma grande ferramenta para esse setor. A ampla utilização dessas informações trará benefícios como menor custo de produção das enzimas, maior rendimento e melhor qualidade do produto, maior segurança operacional, redução no uso de energia, redução no uso de reagentes químicos tóxicos e uma considerável redução na emissão de gases de efeito estufa e deposição de resíduos no meio ambiente (Arbige et al., 2019).

Biomassa lignocelulósica

A parede celular vegetal é composta por uma mistura de polissacarídeos, proteínas, compostos fenólicos e sais minerais. A biomassa vegetal é o recurso natural renovável mais abundante da biosfera, composta principalmente pelos polissacarídeos celulose, de 40% a 60%, hemicelulose, de 20%

a 40%, e pectinas, de 2% a 35%, juntamente com um heteropolímero aromático, a lignina, de 10% a 25%, (Buckeridge et al., 2010; Edwards; Doran-Peterson, 2012; Kang et al., 2014). No interior da parede celular vegetal, esses constituintes interagem por ligações covalentes ou não covalentes (Zhang, 2008). Essa matriz pode ser rígida ou flexível de acordo com as necessidades das plantas. As fontes de lignocelulose incluem resíduos agrícolas (como bagaço, palha de milho), madeira, grama e lixo urbano (Gomez et al., 2008). Já as fontes de biomassa ricas em pectina abrangem resíduos das indústrias de sucos de maçã e de cítricos, além dos resíduos da produção do açúcar da beterraba (Edwards; Doran-Peterson, 2012). Essas biomassas são cada vez mais utilizadas em biorrefinarias e na química verde, as quais trabalham em sinergia apresentando um funcionamento semelhante ao das refinarias de petróleo tradicionais, porém com a minimização de resíduos e impactos ambientais e com a utilização de biomassa vegetal agroindustrial (Vaz Júnior, 2019).

As biorrefinarias são unidades industriais que buscam a otimização dos recursos naturais e minimização dos efluentes e impactos ambientais. Dessa forma elas integram processos de conversão de biomassa, como rotas bioquímicas, microbianas, químicas e termoquímicas, retornando bioprodutos derivados, como, por exemplo, biocombustíveis, insumos químicos, alimentos, rações e energia (Rodrigues, 2011). De forma semelhante, a química verde foca no desenvolvimento e implementação de produtos e processos químicos com o intuito de reduzir ou eliminar o uso ou geração de substâncias nocivas à saúde humana e ao ambiente (Lenardão et al., 2003; Poliakoff; Licence, 2007).

O Brasil é um dos principais produtores de biomassa lignocelulósica no mundo, estando no grupo de países que visam a utilização desses recursos de forma otimizada para manutenção de um cenário econômico positivo e menos impactante, tendo em vista seu baixo custo e logística favorável (Vaz Júnior, 2019).

Hemicelulose

A hemicelulose é o segundo polissacarídeo mais comum na natureza. Foi primeiramente descrita por Schulze, em 1981, como a fração isolada ou extraída de materiais vegetais em meio alcalino (Beg et al., 2001). Trata-se de um polímero heterogêneo composto por pentoses (xilose e arabinose), por hexoses (manose, glucose e galactose) e açúcares ácidos (ácido metilglucurônico). De maneira oposta à celulose, a hemicelulose não é quimicamente homogênea. Por exemplo, em relação à composição de madeiras, as mais duras apresentam principalmente xilanas, já as mais macias apresentam em especial glucomanas (Saha, 2003). Baseando-se nos principais resíduos de glicose ligados à cadeia, as hemiceluloses geralmente são agrupadas em quatro classes: xiloglucanas, xilanas, mananas, glucomanas e β -glucanas (Scheller; Ulvskov, 2010).

Xilana

A xilana é o constituinte mais abundante da hemicelulose e situa-se na interface entre a lignina e a celulose. Ela é considerada importante para a coesão das fibras e integridade do tecido, sendo presente em grande quantidade na parede celular, em porcentagem que vai de 15% a 30% das células de angiospermas e 7% a 10% em gimnospermas (Beg et al., 2001; Singh et al., 2003; Burlacu et al., 2016; Nieto-Domínguez et al., 2019).

O papel importante da xilana na construção de uma parede secundária resistente nas plantas foi comprovado em alguns trabalhos científicos. Plantas com mutações em genes responsáveis pelo metabolismo da xilana tiveram seus xilemas colapsados e fracos. Há uma hipótese de que a xilana

previne a aglomeração das microfibras de celulose e ajuda na estruturação da parede (Reis; Vian, 2004; Brown et al., 2007; Lee et al., 2007).

A cadeia principal da xilana é constituída principalmente por ligações glicosídicas β -(1,4) de unidades D-xilopiranoose, tendo potencial de apresentar variado grau de polimerização e ramificação, dependendo da espécie vegetal (Beliën et al., 2006). Devido aos substituintes da cadeia, em especial unidades de α -L-arabinosil e α -D-glucuranosil (Khusro et al., 2016), a xilana pode ser categorizada em homoxilana linear ou heteroxilana ramificada, na qual o prefixo hetero denota a presença de diferentes resíduos de D-xilose, variando de acordo com a fonte vegetal (Malgas et al., 2019).

As xilanas são classificadas em quatro famílias com base na natureza dos substituintes: (a) arabinoxilana – apresenta substituições nas cadeias laterais de unidades terminais únicas por α -L-arabinofuranosil. Identificada em: trigo, cevada, arroz, aveia, sorgo e bambu; (b) glucuronoxilana – contém um único substituinte, o ácido α -D-glucurônico, ou seu derivado éter 4-O-metil; (c) glucuranoarabinoxilana – no substituinte está presente o ácido α -D-glucurônico e a α -L-arabinose; (d) galactoglucuranoarabinoxilana – são tipicamente encontrados em plantas perenes, caracterizados pela presença de β -D-galactopiranosil como substituintes em cadeias laterais complexas de xilana (Kulkarni et al., 1999; Motta et al., 2013; Burlacu et al., 2016; Hilpmann et al., 2016; Santos et al., 2018) (Tabela 1). As possíveis modificações na cadeia são responsáveis pela determinação da conformação física, da reatividade e da solubilidade da xilana com os outros componentes da hemicelulose (Motta et al., 2013).

Tabela 1. Principais tipos de xilanas e as fontes vegetais nas quais elas podem ser encontradas.

Estrutura	Fonte
Homoxilana (linear)	Grama Esparto (<i>Stipatenacissima</i>) Tabaco
Arabinoxilano	Monocotiledôneas (<i>Berberis</i>) - baixa ramificação Paredes primárias - alta ramificação <i>Gramineae</i> (Pericarpo) - Cadeia lateral complexa Farinhas - Cadeia lateral complexa Casca de soja
Glucuronoxilano	Madeira dura Leguminosas <i>Gramineae</i> Madeira macia
Glucuronoarabinoxilano	<i>Gramineae</i> Paredes primárias dicotiledôneas

Fonte: adaptado de Chanda et al. (1950), Timell (1965), Katô (1976), Wilkie (1979) e Bajpai (2014).

As xilanas estão presentes em considerável quantidade na madeira dura, cerca de 15% a 30% da parede celular, apresentando-se na forma de O-acetil-4-O-metilglucuronoxilano, e possuem mais substituintes em sua cadeia do que a xilana de madeiras macias, as quais ocorrem em menor proporção, cerca de 7% a 10% da parede celular, apresentando-se no geral como arabino-4-O-metilglucuronoxilano (Motta et al., 2013). Nas plantas anuais e gramíneas, as xilanas mais comuns são arabinoxilanas, compondo 30% da parede celular (Neeta et al., 1999; Beg et al., 2001). Na forma linear, sem substituições em sua cadeia, a xilana foi relatada em capim (Chanda et al., 1950), tabaco (Eda et al., 1976) e algas marinhas (Barry; Dillon, 1940; Hsieh Ysy, 2019).

Sistema enzimático xilanolítico

A degradação da xilana por ação enzimática de microrganismos foi primeiramente observada há 100 anos por Hopper-Seyler, que descreveu uma produção de gás por meio de um processo de xilana de madeira em suspensão (Bastawde, 1992). Devido à complexidade e heterogeneidade da natureza química da xilana, a sua despolimerização completa só é possível por meio da sinergia de um conjunto de enzimas hidrolíticas com diferentes especificidades, denominado de sistema enzimático xilanolítico (Collins et al., 2005; Burlacu et al., 2016).

A sinergia que ocorre entre as enzimas hemicelulolíticas pode ser classificada em homossinergia, na qual a cooperação ocorre para clivar locais semelhantes do complexo, como a cadeia principal, ou de maneira heterossinérgica, em que as enzimas em cooperação clivam locais diferentes, como a cadeia principal e as laterais (Moreira Filho, 2008). Devido à complexidade da xilana, ocorrem esses dois tipos de sinergia durante a sua hidrólise (Malgas et al., 2019).

As endo1,4- β -D-xilanases, classificadas pelo código EC 3.2.1.8 (McDonald et al., 2009; ExplorEnz, 2020), relatadas em 1955 inicialmente como pentosanases e reconhecidas apenas em 1961 por parte da União Internacional de Bioquímica e Biologia Molecular (IUBMB) (Collins et al., 2005), são as responsáveis pela endo-hidrólise de ligações β -1,4-glicosídica da cadeia principal da xilana. Elas produzem frações de xilo-oligossacarídeos com maior grau de polimerização, como xilose, xilobiose e xilotriose e são produzidas por microrganismos, como as bactérias *Streptomyces* sp. e *Bacillus* sp. e os fungos *Trichoderma* sp. e *Aspergillus* sp. (Burlacu et al., 2016). Também conhecidas como xilanases, apresentam em sua maioria atividade máxima entre pH 4,0 e 6,5 e temperatura entre 40 °C e 80 °C. De maneira indiferente à origem, bacteriana ou fúngica, apresentam ponto isoelétrico (pI) entre 4,0 e 10,3 e subunidade única com massa molecular de 8,5 a 85 kDa (Polizeli et al., 2005).

Após a hidrólise sequencial feita pelas endoxilanases, as β -xilosidases iniciam sua importante participação, hidrolisando os oligômeros curtos em monômeros, sendo a xilobiose o substrato ideal para a maioria delas (Andrade et al., 2004). Essa classe de enzimas inclui aquelas monoméricas, diméricas ou tetraméricas com massa molecular variando de 26 a 360 kDa (Jordan; Wagschal, 2010). Em geral, são termoestáveis, apresentando atividade máxima entre 40 °C e 80 °C, e atuam em pH entre 4,0 e 5,0 (Corral; Ortega, 2006). As β -xilosidases são capazes de hidrolisar substratos artificiais como *p*-nitrofenil e *o*-nitrofenil-*p*-D-xilopiranosídeo. Em conjunto com outras enzimas, as β -xilosidases são usadas em escala industrial no branqueamento de papel, melhoramento da digestibilidade da ração animal, refinamento das propriedades de cozimento da massa de pão e em processo de clivagem da biomassa lignocelulósica em monossacarídeos para produção de biocombustíveis e produtos com alto valor agregado (Jordan; Wagschal, 2010).

As α -glucuronidases são necessárias para hidrólise das ligações α 1,2-glicosídicas, as quais ocorrem entre o ácido D-glucurônico, ou seu derivado éter 4-O-metilico, com a extremidade não redutora de pequenos xilo-oligossacarídeos (Polizeli et al., 2005). Encontradas em poucas fontes, as α -glucuronidases fúngicas são monoméricas com massa molecular em torno de 90 kDa. Já aquelas de origem bacterianas funcionam como homodímeros com massa molecular de aproximadamente 70 kDa (Yeoman et al., 2010).

As α -arabinofuranosidases são produzidas por bactérias, fungos e plantas (Hashimoto; Nakata, 2003). Essa classe de enzimas hidrolisa os resíduos terminais α -1,2, α -1,3 e α -1,5 α -L-arabinofuranosil de oligossacarídeos e polissacarídeos como as arabinoxilanas e as arabinanas, possuindo formas de ação endo e exo (Contesini et al., 2017). As exoativas, denominadas α -L-arabinofuranosidases, hidrolisam *p*-nitrofenil-L-arabinofuranosídeos e arabinanas ramificados. Já as endo (endo-1,5- α -L-arabinanases) são ativas apenas em relação a arabinanas lineares (Polizeli et al., 2005).

Essas foram descritas em algumas famílias de glicosídeo hidrolases como: GH30, GH43, GH51, GH54 e GH62 (Bourgois et al., 2007).

Por fim, as acetil xilana esterases catalisam ligações ésteres na xilana, entre resíduos acetil e xilose, tornando as unidades da cadeia principal da xilana (xilopiranosil) acessíveis para hidrólise das endo- β -1,4-xilanases, tendo em vista que os grupos laterais podem atrapalhar a despolimerização da cadeia principal (Javier et al., 2007).

É importante citar também a enzima feruloil esterase, pois o ácido ferúlico está ligado covalentemente, por ligações éster, a polissacarídeos como glucuronoarabinoxilana, xiloglucana e pectinas. A clivagem dessas ligações pelas feruloil esterases são importantes para o acesso das demais enzimas e uma degradação eficiente da biomassa (Regional, 2006).

A Figura 1 ilustra de forma resumida o sistema enzimático xilanolítico e as principais enzimas que atuam na xilana presente na biomassa vegetal, que é constituída de celulose, hemicelulose e lignina.

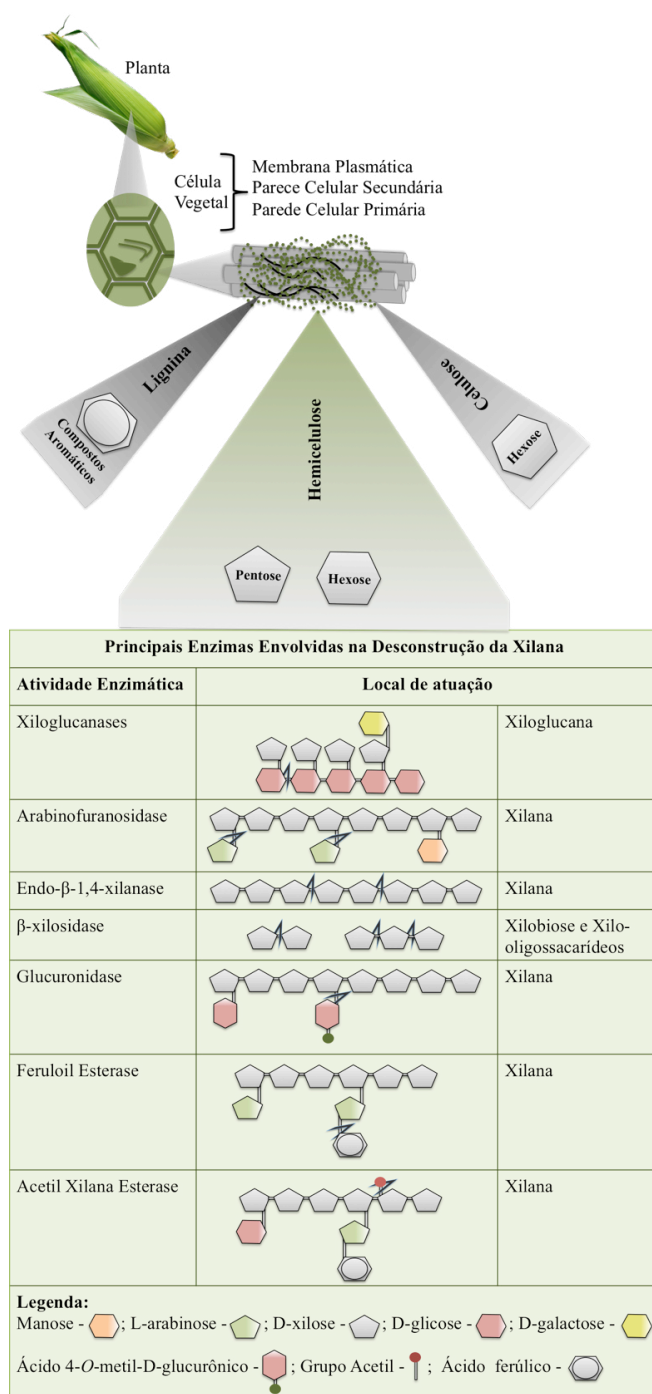


Figura 1. Desenho esquemático mostrando a biomassa vegetal, formada de celulose, hemicelulose e lignina, e o local de atuação das principais enzimas envolvidas na desconstrução da xilana. O símbolo “A” presente no desenho indica os locais simbólicos de clivagem do substrato.

Classificação das xilanases

As xilanases são classificadas pelo sistema das glicosil hidrolases (GH) (Henrissat; Coutinho, 2001). As glicosil hidrolases compõem um grupo de enzimas que hidrolisam a ligação glicosídica entre dois ou mais carboidratos ou entre porções destes com porções de não carboidratos. A antiga classificação baseada na especificidade do substrato e no mecanismo molecular não reflete as características estruturais das enzimas. Assim, a classificação vigente foi proposta com base na comparação das sequências de aminoácidos (Kocabas et al., 2015; Pollet et al., 2010).

O sistema de classificação das GH é baseado na comparação dos domínios catalíticos da estrutura primária, agrupando as enzimas de sequências de aminoácidos relacionadas em famílias. Devido à relação entre sequência e dobramento da proteína, essa classificação reflete melhor as características estruturais e auxilia a revelar relações evolutivas. Por meio do banco de dados de enzimas ativas para carboidratos (CAZy - Carbohydrate Active Enzymes), são conhecidas as famílias GH, que são constantemente atualizadas (Collins et al., 2005).

Atualmente, de acordo com a base de dados CAZy, existem 167 famílias GH. As endo1,4- β -D-xilanases (EC 3.2.1.8) estão classificadas em 16 delas: 3, 5, 8, 9, 10, 11, 12, 16, 26, 30, 43, 44, 51, 62, 98 e 141. Porém, as sequências das famílias 16, 51 e 62 configuram enzimas bifuncionais, com dois domínios catalíticos. Já as famílias 5, 7, 8, 10, 11 e 43 apresentam um domínio catalítico distinto com atividade de endo1,4- β -D-xilanases. Por fim, situação semelhante ocorre com as enzimas das famílias 9, 12, 26, 30 e 44, que podem ter atividade de xilanase residual ou secundária (Collins et al., 2005; Mota et al., 2013).

Com base na análise de agrupamento hidrofóbico dos domínios e na semelhança nas sequências de aminoácidos, as xilanases foram principalmente classificadas nas famílias GH10 e GH11 (Verma; Satyanarayana, 2012).

Aplicação industrial

Atualmente, o mercado mundial de enzimas relacionadas a áreas de diagnóstico, uso terapêutico e industriais está estimado em cerca de 7 bilhões de dólares em receitas, com crescimento estimado de 4% ao ano. Proteases e enzimas relacionadas ao metabolismo de carboidratos são auxiliares em processamentos, alterando propriedades funcionais de substratos específicos, e representam 70% desse mercado, enquanto fitases e lipases representam de 7% a 8% (Arbige et al., 2019). As glicosil hidrolases têm sido aplicadas em vários segmentos industriais, como produção de alimentos e bebidas (pães, sucos, bebidas alcóolicas), ração animal, nutrição humana (prevenção de doenças), cuidados pessoais, processamento têxtil, branqueamento na indústria do papel, produção de biocombustíveis e produtos de limpeza (Kirk et al., 2002).

Os principais produtores de enzimas – DuPont, Novozymes, BASF e DSM – fornecem por volta de 75% das enzimas que são utilizadas na indústria. O mercado norte americano vende em torno de 65%, enquanto que o asiático, em conjunto com o pacífico, contribui com 30% (Arbige et al., 2019).

As xilanases microbianas têm despertado cada vez mais o interesse de pesquisadores pelo seu potencial biotecnológico para aplicação em escala industrial (Burlacu et al., 2016). Algumas dessas aplicações, por exemplo, são a clarificação de sucos ou cervejas, panificação, amolecimento de frutas para polpas, branqueamento da polpa para sucos, processamento de tabaco, extração de óleos vegetais, recuperação de fibras têxteis, bioconversão de resíduos agrícolas e produção de etanol celulósico (Kumar et al., 2017, 2018; Shah et al., 2017;).

Para fins didáticos, serão apresentadas a seguir as aplicações industriais das xilanases divididas em dois tópicos: (a) indústria alimentícia e (b) indústria não alimentícia.

Xilanases na Indústria Alimentícia

Xilanases na produção pães

O pão é um dos alimentos mais comuns e tradicionais no mundo e sua produção está diretamente relacionada à ação de enzimas. Ele é produzido, em sua maioria, com farinha do trigo (*Triticum aestivum* L.) (Butt et al., 2008). Arabinoxilanas (AX) estão presentes em uma quantidade de 1,5% a 2,5% (p/p), sendo um dos principais carboidratos na farinha do trigo.

As arabinoxilanas são compostas por uma cadeia linear de resíduos de xilose unidos por ligações β -1,4 que podem ser substituídos por resíduos de arabinose, os quais podem carregar resíduos de ácido ferúlico. AX podem ser classificadas em dois grupos: não extraível por água (WU-AX *water-unextractable*), na qual está ligada covalente e não covalentemente com componentes da parede celular e extraível em água (WE-AX – *water-extractable*), ligada à superfície da parede de forma fraca (Courtin; Delcour, 2002).

Vários estudos têm mostrado que a adição de xilanases na panificação é uma ferramenta importante para modificar arabinoxilanas na preparação da massa, na separação do glúten do amido, na maleabilidade da massa, no volume do pão e na estrutura do miolo e crescimento inicial no forno (*oven spring*) (Rouau et al., 1994; Courtin et al., 1999; Hilhorst et al., 1999; Veraverbek et al., 1999; Courtin et al., 2001; Henrissat; Coutinho, 2001). A habilidade das xilanases de solubilizar AX insolúveis e atuar pouco nas AX solúveis tem como resultado uma boa performance na fabricação do pão e na diminuição de aditivos químicos (Courtin et al., 2001).

Durante a produção da massa do pão, os diferentes constituintes da farinha competem pela interação com água. No caso das AX, estudos concluíram que elas aumentam a absorção de água da massa. Foi demonstrado que WE-AX e WU-AX absorvem cerca de 4,4 e 9,9 vezes o seu peso em água, respectivamente (Kulp, 1963; Jelaca; Hlynka, 1971; Kim et al., 1977; ; Veraverbeke et al., 1999; Leys et al., 2020). WE-AX e AX solubilizadas de tamanhos moleculares grandes têm impacto positivo no volume do pão, enquanto WU-AX afeta negativamente. A hipótese é de que a maior capacidade de retenção de água de WU-AX pode interferir no volume do pão (Veraverbeke et al., 1999; Leys et al., 2016). O uso de xilanases para alterar os padrões de AX na massa são uma alternativa para melhoria da qualidade do pão. Xilanases que atuam em WU-AX, transformando-as em moléculas menores e solúveis em água, são o foco das pesquisas, pois retiram o impacto negativo das WU-AX na distribuição da água na massa. (Leys et al., 2020). Os efeitos desse tratamento são uma massa do pão menos firme, com maior volume, com migalhas mais finas e uniformes. A massa, dessa forma, fica mais maleável para as máquinas industriais e não adere a seus componentes. O melhor momento para a adição da xilanase é após a mistura da massa, durante a fase de reaglomeração do glúten (Wang et al., 2004; Butt et al., 2008).

A interação enzimática com as AX e outros componentes da farinha de trigo e/ou da massa do pão pode modificar suas qualidades. Por isso, ao longo dos anos, a indústria tem buscado enzimas capazes de aumentar a qualidade desses produtos (Butt et al., 2008). As endo- β -1,4-xilanases (EC 3.2.1.8) podem ser usadas visando a atuação nas WU-AX, solubilizando-as e transformando-as em WE-AX de alta massa molecular. Por isso, uma xilanase estruturalmente seletiva para WU-AX seria uma boa candidata para esse fim, melhorando a viscosidade e o volume da massa (Leys et al.,

2016). Outros fatores também são importantes e variam de acordo com o método de produção: temperatura, pH, estabilidade, diferentes composições de farinhas, seletividade estrutural e inibidores.

Com relação aos inibidores de xilanases, três tipos de proteínas já foram identificados na farinha de trigo: inibidor de xilanase de *Triticum aestivum* (*T. aestivum* xylanase inhibitor - TAXI) (Debyser et al., 1999), proteína inibidora de xilanase (xylanase inhibiting protein - XIP) (Mclauchlan et al., 1999) e inibidor de protease semelhante a taumatina (thaumatin-like xylanase inhibitor - TLXI) (Fierens et al., 2007). TAXI foi capaz de inibir uma xilanase GH11 (Gebruers et al., 2001), enquanto que XIP interferiu na atividade de xilanases GH10 e GH11 de fungo (Bonnin et al., 2005). Já TLXI afeta uma série de xilanases da família GH11 (Fierens et al., 2007). Porém, a inibição de xilanases por proteínas inibidoras ainda foi muito pouco estudada na produção de pães, não sendo muito bem entendida (Leys et al., 2020). Mutações em xilanases visando a resistência a inibidores mostraram que é possível diminuir a dosagem necessária para melhoria das propriedades do pão. A hipótese é de que o uso de xilanases resistentes a esses inibidores diminuiriam os custos e a necessidade de aditivos. (Trogh et al., 2004; Leys et al., 2020).

A Tabela 2 mostra alguns estudos que já foram feitos com adição de xilanases na produção de pães. É possível observar que, para a produção de massas para fabricação dos pães, a temperatura ótima das enzimas varia de 45 °C a 50 °C e o pH de 3,0 a 8,0. O tipo de farinha usada e o tempo de preparação da massa varia muito entre os estudos, o que pode explicar por que a utilização de diferentes enzimas com diferentes propriedades traz bons resultados para a melhoria da qualidade dos pães. Mas algumas propriedades foram destacadas nos estudos apresentados aqui, visando o uso de xilanases para panificação: (i) boa atuação nas WU-AX e baixa ou nenhuma ação nas WE-AX; (ii) resistência aos inibidores de xilanases contidos no trigo; (iii) boa estabilidade e meia-vida; e (iv) inativação no forno, para não atuar durante o armazenamento.

Tabela 2. Estudos que utilizaram xilanases visando melhorias na qualidade de pães.

Enzimas	Espécie	Melhorias e Características	Referência
Hemicelulase Extracelular Xilanase purificada	<i>Trichoderma reesei</i>	Melhorou a maleabilidade da massa, aumentou o volume do pão.	Laurikainen et al. (1998)
Xilanases extrato	<i>Aspergillus</i> sp. FP-470	Melhorou a distribuição da água na massa, deixando uma rede de glúten mais maleável.	Camacho (2003)
Xilanase purificada	<i>Thermomyces lanuginosus</i> CAU44	Temp. ótima: 75 °C. pH: 6,2. Estabilidade: meia-vida de 30 min a 30 °C. Melhorou volume, textura, maciez do miolo, estrutura celular.	Jiang et al. (2005b)
Xilanase purificada	<i>Thermotoga maritima</i> MSB8	Melhorou volume, maciez e a firmeza do miolo e permaneceu mais tempo macio durante o armazenamento. Temp. ótima: 50 °C. pH ótimo: 5,3.	Jiang et al. (2005a)
Xilanase parcialmente purificada	<i>Aspergillus foetidus</i> MTCC 4898	Estabilidade: meia-vida de 200 min a 45 °C e 58 min a 50 °C. Melhorou volume, sabor, maciez. Foi muito bem aceito pelos juízes.	Shah et al. (2006)
Xilanase recombinante	<i>Aureobasidium pullulans</i> (XAPI)	Temp. ótima: 45 °C. pH: 3,0. Estabilidade: 10 horas a 40 °C. Melhorou propriedades da massa e aumentou o volume do pão.	Verjans et al. (2010)

Continua...

Tabela 2. Continuação.

Enzimas	Espécie	Melhorias e Características	Referência
Xilanase parcialmente purificada	<i>Bacillus licheniformis</i> P11(C)	Temp. ótima: 60 °C. pH: 8,0. Estabilidade 6 horas a 60 °C. Melhorou volume.	Bajaj; Manhas (2012)
Xilanase purificada	<i>Penicillium occitanis</i> Pol6	Aumentou o volume do pão, diminuiu absorção da água, melhorou cor, simetria, uniformidade, aroma e sabor.	Driss et al. (2013)
Xilanase recombinante	<i>Aspergillus niger</i> US368	Temp. ótima: 50 °C. pH: 4 -4,5. Estabilidade: 50 °C por 60 min (100% da atividade) e 55 °C por 50 min (80% da atividade). Aumentou o volume, diminuiu a absorção de água, diminuiu a densidade.	Elgharbi et al. (2015)
Xilanase extrato	<i>Aureobasidium pullulans</i> NRRL Y-2311-1	Temp. ótima: 30-50 °C. pH: 4,0. Estabilidade: Meia-vida de 47 min a 60 °C. Diminuiu a firmeza e tamanho do miolo do pão, aumentou o volume, melhorou qualidades e maleabilidade.	Yegin et al. (2018)

A disponibilidade de xilanases no mercado para uso na indústria de pães é apresentada na Tabela 3, com o objetivo de contextualizar para além dos estudos e artigos publicados. Alguns exemplos das principais empresas que as comercializam são mostrados.

Tabela 3. Xilanases visando melhorias na indústria de pães, comercializadas pelas principais empresas mundiais fornecedoras de enzimas.

Empresa	Nome	Informações
Dupont, Nutrition & Biosciences Genencor (Dupont)	POWERBake® 8000	Xilanases de fungos para produção mais estável e eficiente de pães.
AB Enzyme ABF Group	VERON® 191	Xilanases de fungos concentradas para aumentar volume do pão e propriedades da massa.
	VERON® 292	Xilanases concentradas para maior extensibilidade da massa, aumento do volume e maciez e qualidade do miolo.
	VERON® 393	Xilanases concentradas para uma massa seca e estável.
	VERON® Special	Xilanases de bactérias concentradas para melhoria da massa do pão.
	VERON® 2000	Xilanase em conjunto com amilases para melhoria da massa do pão.
	VERON® AX	Xilanase de fungo em conjunto com amilases visando uma massa seca e estável e aumento de volume do pão.
	VERON® SX	Xilanase de fungo em conjunto com amilases visando um aumento do volume da massa e um miolo macio.
	VERON® HF	Xilanase/celulase para melhoria da farinha.
	ROHALASE® SEPARATION	Xilanases (GH10 e GH11) em conjunto com endoglucanases para separação do amido e glúten.
VERON® ND	Xilanase com adição de atividade lipolítica para melhoria da qualidade de massas de macarrão.	

Continua...

Tabela 3. Continuação.

Empresa	Nome	Informações
Enzyme Development Corporation	VERON® W	Xilanase em conjunto com proteases para melhoria de biscoitos e bolachas.
	ENZECO® Xylanases S Concentrate	Xilanase, β -glucanase, galactomananase e celulase de <i>Trichoderma longibrachiatum</i> .
	ENZECO® XYLANASE S200	Xilanase de <i>Trichoderma longibrachiatum</i> .
DSM	BakeZyme®	Mistura de hemicelulases e celulases para melhoria na qualidade de pães.
BASF	Nutrilife® XYL	Xilanase para melhoria na qualidade de pães.
	Nutrilife® WAF 100	Xilanase em conjunto com proteases para melhoria na qualidade de pães.
	Nutrilife® 4C 300	Xilanase em conjunto com lipases para melhoria na qualidade de pães.
Takabio	Sumizyme®	Xilanases de <i>Aspergillus niger</i> e <i>Trichoderma longibrachiatum</i> para melhoria na qualidade de pães.
Sunsonzymes	Sunson SBE-06X	Xilanases de <i>Trichoderma reesei</i> para melhoria na qualidade da massa de pães.
	Pentopan®	Xilanases para melhoria do volume do pão, maciez e uniformidade do miolo.
Novozyme	Panzea	Xilanases para melhoria da massa e qualidades do pão.
	Fungamyl® Super MA	Xilanases em conjunto com amilases para melhoria do volume, aparência e textura do pão.

Xilanases na produção de sucos de frutas e vegetais processados

O consumo de suco de frutas naturais tem aumentado cada vez mais ao longo dos últimos anos, por questões relacionadas à saúde. Porém, o suco de fruta sem processamento tem alta viscosidade e turbidez. Além disso, ocorre a decantação dos sólidos após um tempo de armazenamento. Essas características estão ligadas aos polissacarídeos presentes (amido, pectina, celulose, hemicelulose) e também à lignina ligada a esses polissacarídeos. Por isso, são feitas algumas etapas de processamento do suco antes de sua comercialização (Lee et al., 2006; Nagar et al., 2012). Baumann (Baumann, 1981), em um livro escrito em 1981, já dizia que a produção de sucos de frutas e vegetais seria impensável sem a associação de enzimas. A indústria do suco de frutas tem um problema delicado para gerir: processar material cru com variedade enorme de composição e fazer um processamento com baixo custo, mantendo as qualidades organolépticas e estabilidade do produto final (Grassin; Fauquembergue, 1996).

Baumann dividiu o uso das enzimas na produção de sucos em: (a) tratamento do purê da fruta antes da extração do suco e (b) tratamento do suco diretamente. O tratamento do purê usa geralmente pectinases, celulases e hemicelulases. Esse tratamento visa aumentar o rendimento do suco e facilitar a extração das substâncias solúveis das células. Já o tratamento do suco diretamente utiliza pectinases, proteinases e enzimas acessórias. O tratamento nessa fase tem por objetivo clarificar, reduzir a viscosidade, aumentar a concentração, facilitar a filtração e estabilizar o suco. O uso de pectinase na clarificação é um dos mercados mais antigos e amplos dessa enzima (Baumann, 1981).

Cada fruta tem uma quantidade específica de pectina, celulose e hemicelulose. Além disso, enzimas endógenas podem modificar todo esse material, dependendo das condições climáticas e

estímulos externos, entre outros fatores. Por isso a dificuldade de padronizar o processamento de frutas (Grassin; Fauquembergue, 1996). A maioria dos sucos são ricos em pectina, o que explica o grande uso de pectinases nesse ramo. Porém, sucos de abacaxi, tomate e maçã contêm uma quantidade considerável de hemicelulose. Existem muitos estudos usando pectinase e combinações de enzimas na produção dos sucos, entretanto, os trabalhos que usam xilanases no processamento são poucos (Dhiman et al., 2011). Um destes exemplos é uso de xilanase para produção de suco de abacaxi, que tem alto teor de hemicelulose. Nesse caso, o uso de xilanases visou aumentar o rendimento e a clarificação do suco e teve resultados melhores do que pectinases (Pal; Khanum, 2011a).

Como pode ser observado na Tabela 4, existe uma variação grande de temperatura ótima (de 35 °C a 65 °C) e pH ótimo (de 5,0 a 8,0) para as xilanases testadas em estudos visando melhorias na qualidade de sucos. Como existe uma variedade enorme de frutas com diferentes composições, para cada caso, uma xilanase com características específicas pode ser usada no processo. Entretanto, um ponto é muito ressaltado em todos os artigos, a estabilidade da enzima em diferentes pHs e temperaturas é um fator importante, pois o tempo de incubação pode ser longo para se ter um resultado satisfatório.

Tabela 4. Estudos que usaram xilanases para melhoria na qualidade dos sucos de frutas.

Enzimas	Espécie	Melhorias e Características	Referência
Xilanase purificada	<i>Bacillus steartophilus</i> SDX	Temp. ótima: 65 °C. pH: 8,0. Estabilidade: Meia-vida de 120 min a 60 °C e 30 min a 80 °C. Suco de frutas cítricas. Melhorou: produção, pois o tratamento da polpa liberou mais material do bagaço; diminuiu a viscosidade e turbidez; aumentou a velocidade de filtração e a quantidade de açúcar redutor. Manteve o pH.	Dhiman et al. (2011)
Xilanase purificada	<i>Aspergillus niger</i> DFR-5	Temp. ótima: 40 °C. pH: 5,0, 50% de atividade entre 2-8. Estabilidade: Meia-vida de 886 min a 40 °C e 307 min a 70 °C. Suco de abacaxi. Melhorou o rendimento e a clarificação. A xilanase resultou em melhores resultados do que a pectinase.	Pal; Khanum (2011b)
Xilanase purificada parcialmente	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i> S2	Temp. ótima: 65 °C. pH: 5,0. Estabilidade: Estável a 50 °C e 60 °C por 80 min. Sucos de laranja e maçã. Aumentou a quantidade de açúcar redutor e a clarificação dos sucos; melhores resultados obtidos para laranja.	Olfa et al. (2007)
Xilanase purificada	<i>Bacillus pumilus</i> 9SV-85S	Temp. ótima: 50 °C. pH: 6,0, estável de 5 – 11. Estabilidade: 75% de atividade 1 hora a 60 °C. Sucos de abacaxi, maçã e tomate. Melhorou para os três sucos: rendimento, clarificação, quantidade de açúcares redutores, turbidez, facilidade de filtração, viscosidade. Para o suco de abacaxi, foi necessária quantidade menor de enzima.	Nagar et al. (2012)
Xilanase purificada	<i>Pediococcus acidilactici</i> GC25	Temp. ótima: 40 °C. pH: 7,0, estável entre 5-8. Estabilidade: 80% atividade por 120 min a 40 °C. Sucos de pera, romã, damasco, laranja, maçã, uva e kiwi. Aumentou a quantidade de açúcares redutores (mais nos sucos de maçã e laranja) e diminuiu a turbidez. A clarificação foi melhor nos sucos de pH mais básicos, talvez pelas características da enzima.	Adiguzel et al. (2019)

Continua...

Tabela 4. Continuação.

Enzimas	Espécie	Melhorias e Características	Referência
Xilanase parcialmente purificada	<i>Streptomyces</i> sp. strain ER1	Sucos de limão (moussambi), laranja e abacaxi. Aumentou a clarificação de forma semelhante nos 3 tipos de sucos. Facilitou a etapa de filtração e, para os sucos de limão e abacaxi, melhorou a acidez titulável.	Rosmine et al. (2017)
Xilanase extrato	<i>Pseudomonas</i> sp.	Sucos de limão (mausambi) e laranja. Melhorou a clarificação (mais em mausambi, pois possui mais hemicelulose). Aumentou a quantidade de açúcares redutores e a capacidade de filtração.	Chand; Sharma, (2012)
Xilanase purificada	<i>Aspergillus niger</i> ATCC®6275	Temp. ótima: 35 °C. pH: 5,0. Estável entre 4-5. Estabilidade: Estável abaixo de 40 °C. Sucos de framboesa, morango e mirtilo. Melhorou o rendimento, a clarificação e quantidade de açúcares redutores dos três sucos.	Ravindran et al. (2019)
Xilanase parcialmente purificada	<i>Bacillus licheniformis</i> P11(C)	Temp. ótima: 60 °C. pH: 8,0. Estabilidade: 6 horas a 60 °C Sucos de abacaxi, maçã e limão (moussambi). Melhorou em até duas vezes a quantidade de açúcares redutores. Diminuiu a turbidez e melhorou a clarificação.	Bajaj; Manhas (2012)
Endoxilanas purificadas	<i>Aspergillus japonicus</i> (UFMS 48.136)	Temp. ótima: 55 °C. pH: 5,0 a 6,0 estável de 3,5 a 10 por 4 horas. Estabilidade: Meia-vida de 240 min a 50 °C e 55 °C. Sucos de banana, abacaxi, laranja, manga, tangerina, nectarina, pêssego e poncã. Melhorou a clarificação dos sucos, exceto nectarina e pêssego (melhor para manga).	Silva et al. (2019)

Assim como no tópico sobre a indústria de pães, a disponibilidade de xilanases no mercado para uso na indústria de sucos de frutas e vegetais é apresentada na Tabela 5, com alguns exemplos das principais empresas que as comercializam.

Tabela 5. Xilanases visando melhorias na indústria de sucos de frutas e vegetais, comercializadas pelas principais empresas mundiais fornecedoras de enzimas.

Empresa	Nome	Informações
Takabio	Sumizyme®	Xilanases de <i>Aspergillus niger</i> e <i>Trichoderma longibrachiatum</i> para melhoria dos sucos de frutas e vegetais.
AB Enzyme ABF Group	ROHAPECT® e ROHAVIN®	Xilanases em conjunto com pectinases para aplicação em polpa e sucos de frutas e vegetais.
Novozymes	Pectinex® Ultra Clear	Xilanase em conjunto com pectinases, hemicelulases e arabinanases para estabilidade e clarificação de sucos.
Sunsonzymes	Sunson® WEM-007	Pectinase, celulase, hemicelulase, β- glucanase, amilase e protease para melhoria da clarificação e viscosidade.

Xilanases na produção de bebidas e alimentos fermentados

Na produção de fermentados, como algumas bebidas alcoólicas (vinhos, cervejas, uísque, saquê) e vinagres, a desestruturação do material lignocelulósico presente nas paredes celulares dos cereais e a liberação de açúcares fermentáveis são pontos importantes para discussão de melhoria nos

processos industriais. Além disso, enzimas podem liberar reservas nutricionais nos grãos, e isso pode melhorar a qualidade das bebidas.

Durante o processo de germinação das sementes de cereais (chamado de maltagem ou malteação na indústria da cerveja), são liberadas enzimas importantes para deixar o amido mais acessível para a fermentação. No caso da cevada (*Hordeum vulgare* L.), por exemplo, que é o quarto cereal mais produzido no mundo (Wennberg, 2014), a parede celular é constituída principalmente de β -glucanas e arabinoxilana (AX) (Li et al., 2005). Durante a germinação, endoxilanases são produzidas, visando a decomposição das AX (Slade et al., 1989). No trigo, que é uma semente que tem um alto teor de AX, isso também ocorre (Courtin et al., 2001).

Na fabricação da cerveja, as xilanases têm papel importante na degradação das AX, deixando o amido mais acessível. A presença de alta concentração de AX está associada à alta viscosidade do mosto (diminuindo rendimento), baixa capacidade de filtração e turbidez (Li et al., 2005; Lu; Li, 2006). Porém, as xilanases endógenas são encontradas em baixa concentração nos maltes e são instáveis às variações das condições ambientais. Assim, xilanases exógenas podem ser adicionadas em várias etapas do processo de produção, visando melhorias de sabor, viscosidade, turbidez entre outros.

Ao se medir a quantidade de xilanases presentes durante o processo de fabricação de bebidas fermentadas, é possível prever a necessidade da adição de xilanases exógenas, propor adaptações no processo de filtração ou escolher outras variedades de grãos (Mangan et al., 2018). Assim como no caso de produção de pães, boas xilanases, para serem adicionadas ao processo de fabricação de bebidas, são enzimas não afetadas pelos inibidores de xilanases. Esses inibidores também foram encontrados em cevadas (Goesaert et al., 2001, 2003).

A fermentação para produção de vinhos é um processo com reações complexas que envolve vários tipos de leveduras e bactérias produtoras de ácido láctico. Na grande maioria das vezes, a produção de vinhos é feita por fermentação natural com leveduras da própria uva e dos locais onde ocorre a fermentação. Após 3 a 4 dias, a levedura predominante é a *Saccharomyces cerevisiae*. Uma das características mais importantes de um vinho é seu aroma. Já se sabe que a presença de monoterpenos contribui para o sabor do vinho (Ganga et al., 1999; Jackson, 2008). Esses componentes estão presentes no mosto na sua forma livre e em precursores de aroma não voláteis. Um desses precursores consistem em monoglicosídeos e diglicosídeos, como 6-O- α -l-arabinofuranosil- β -d-glucopiranosídeo, 6-O- α -l-ramnopiranosil- β -d-glucopiranosídeo e 6-O- β -d-apiofuranosil- β -d-glucopiranosídeo. Suas ligações glicosídicas podem ser quebradas por hidrólise enzimática. Por exemplo, ela pode ocorrer em dois estágios: (i) dependendo do precursor, a ligação glicosídica é clivada por uma α -l-arabinofuranosidase, uma α -l-ramnosidase ou uma β -d-apiosidase, e (ii) uma β -glicosidase então libera os monoterpenóis (Gunata et al., 1985, 1988, 1990; Parker et al., 2018). Dessa forma, glicosil hidrolases podem contribuir para liberação e melhoria de sabores na produção de vinhos. Ganga (1999) utilizou uma *S. cerevisiae* geneticamente modificada com gene de uma xilanase, e a fermentação feita por essa levedura foi capaz de produzir um vinho com aroma mais frutado (Ganga et al., 1999). Além do aroma, xilanases também podem contribuir na diminuição da viscosidade, na clarificação e na melhoria da capacidade de filtração, assim como ocorre na produção de cerveja (Colagrande et al., 1994).

As características mais importantes para a aplicação das xilanases na produção de bebidas fermentadas vai depender da etapa do processo de produção em que será utilizada, se na matéria-prima triturada, no mosto ou na fermentação. Enzimas mais estáveis em diferentes pHs e temperaturas, além de tolerantes a álcool e sais, podem ser boas candidatas para aplicação na indústria de bebidas fermentadas, pois podem ser usadas em diferentes etapas de produção (Tabela 6).

Tabela 6. Estudos que utilizaram xilanases visando melhorias na qualidade de bebidas fermentadas.

Enzimas	Espécie	Melhorias e Características	Referência
Xilanase purificada XynA	<i>Humicola insolens</i> Y1	Temp. ótima: 80 °C. pH: 6,0, estável entre 5,0 e 8,0. Em pH 9,0, tem 70% de sua atividade. Estabilidade: estável a 50 °C. Efeitos no triturado de malte (produção de uísque e cerveja). Redução da viscosidade e aumento na facilidade de filtração.	Du et al. (2013)
Xilanase purificada XynB	<i>Humicola insolens</i> Y1	Temp. ótima: 70 °C. pH: 7,0 estável entre 5,0 e 8,0. Estabilidade: estável a 50 °C. Efeitos no triturado de malte (produção de uísque e cerveja). Redução da viscosidade e aumento na facilidade de filtração.	Du et al. (2013)
Xilanase purificada XynC	<i>Humicola insolens</i> Y1	Temp. ótima: 70 °C. pH: 6,0, estável entre 5,0 e 8,0. Estabilidade: estável a 50 °C. Efeitos no triturado de malte (produção de uísque e cerveja). Redução da viscosidade e aumento na facilidade de filtração.	Du et al. (2013)
Endoxilanase recombinante na levedura X ₂₂	<i>Aspergillus niger</i>	Produção de vinho com <i>S. cerevisiae</i> recombinante com xilanase. Aumento do aroma frutado do vinho (aumentou concentração de alguns ésteres, álcoois e terpenos, relacionados a aromas).	Ganga et al. (1999)
Xilanase recombinante na levedura	<i>Aspergillus niger</i>	Produção de vinho com <i>S. cerevisiae</i> recombinante contendo genes de endoglucanase e xilanase (endo-β-1,4-glucanase gene (<i>end1</i>) de <i>Butyrivibrio fibrisolvens</i> junto com endo-β-1,4-xylanase gene (<i>xynC</i>) de <i>Aspergillus</i> . Aumento da densidade da cor, facilidade de filtração, aumento da quantidade de compostos fenólicos, menos turbidez, mais etanol e açúcares redutores.	Rensburget al. (2007)
Xilanase recombinante	<i>Chaetomium</i> sp. CQ31	Temp. ótima: 85 °C. pH: 6,5 estável entre 5,0 e 9,5. Estabilidade: estável a 60 °C com 90% de atividade por 30 min. Meia-vida de 528 min a 55 °C e 126 min a 60 °C. Efeitos no triturado de malte (produção de uísque e cerveja). Redução da viscosidade e aumento na facilidade de filtração.	Yu et al. (2021)
Xilanase recombinante	<i>Gloeophyllum trabeum</i> CBS 900.73	Temp. ótima: 75 °C pH: 4,5 a 5,0 estável entre 3,0 a 7,0. Estabilidade: estável a 60 °C com 80% de atividade por 60 min. Efeitos no triturado de malte (produção de uísque e cerveja). Redução da viscosidade e aumento na facilidade de filtração.	Wang et al. (2016)
Xilanase recombinante	<i>Streptomyces megasporus</i> DSM 41476	Temp. ótima: 50 °C pH: 5,5 Estabilidade: estável a 60 °C e 70 °C por 60 min. Efeitos no triturado de malte (Produção de uísque e cerveja) Redução da viscosidade e aumento na facilidade de filtração.	Jin et al. (2020)

Continua...

Tabela 6. Continuação.

Enzimas	Espécie	Melhorias e Características	Referência
Xilanase purificada XynG2	<i>Aspergillus oryzae</i> RIB128	Temp. ótima: 55 °C. pH: 7,5. Estabilidade: estável a 55 °C por 30 min. Tolerante a etanol. Produção de saquê. XynG2 contribuiu para o aumento no teor de etanol e foi mais eficiente na utilização do substrato.	Sato et al. (2010)
Xilanase recombinante	<i>Achaetomium</i> Xz-8 sp.	Temp. ótima: 75 °C. pH: 5,5. Estabilidade: estável a 65 °C por 30 min. Efeitos no triturado de malte (produção de uísque e cerveja). Redução da viscosidade e aumento na facilidade de filtração.	Zhao et al. (2013)

A disponibilidade de xilanases no mercado para uso na indústria de bebidas fermentadas é apresentada na Tabela 7, com alguns exemplos das principais empresas que as comercializam.

Tabela 7. Xilanases visando melhorias na indústria de bebidas fermentadas comercializadas pelas principais empresas mundiais fornecedoras de enzimas.

Empresa	Nome	Informações
Takabio	Sumizyme®	Xilanases de <i>Aspergillus niger</i> e <i>Trichoderma longibrachiatum</i> para melhoria nas bebidas fermentadas.
Dupont, Nutrition & Biosciences	Laminex®	Mistura de β -glucanases e xilanases para melhoria na fabricação de bebidas fermentadas.
AB Enzyme ABF Group	ROHALASE®	Mistura de β -glucanases, xilanases e celulases para melhoria na fabricação de bebidas fermentadas.
	ROHALASE® SEP-VISCO	Xilanase termoestável para diminuição da capacidade de ligação da água e da viscosidade.
	Ondea®Pro	Xilanase em conjunto com pululanase, α -amilase, celulase, protease e lipase que em sinergismo levam a um ótimo resultado na fermentação.
	Ceremix® Plus MG	Xilanase em conjunto com β -glucanases, α -amilase, celulase, protease que em sinergismo diminui viscosidade e melhora eficiência nas etapas de filtração e fermentação.
Novozyme	Viscozyme HT FG	Xilanase termoestável que melhora a flexibilidade do material.
	Viscoferm®	Xilanase em conjunto com β -glucanases e celulases para redução da viscosidade da polpa.
	Novoclar® Speed	Pectinases, arabinases e hemicelulases em conjunto para melhoria na filtração, sedimentação, clarificação e sabor de vinhos.
	Vinozym® FCE G	Pectinases, celulases, hemicelulases e proteases em conjunto para melhoria na clarificação do vinho.

Xilanase na indústria de óleos vegetais

O azeite de oliva, produzido a partir da azeitona *Olea europaea* L. (Oleaceae), possui uma grande variedade de compostos bioativos, com altos teores de compostos fenólicos e ácidos de gordura insaturada, que têm potencial efeito positivo à saúde humana (Visioli; Galli, 1998; Faveri et al., 2008). Uma das etapas mais importantes no processo de extração do óleo é o amassamento, chamada de malaxação, que contribui na ativação de reações enzimáticas, devido ao rompimento das azeitonas,

podendo alterar a quantidade e qualidade dos compostos fenólicos (Faveri et al., 2008; Ranalli et al., 2001).

A interação entre polissacarídeos e compostos fenólicos presentes na pasta de azeitona pode estar relacionada com a perda de fenóis durante o processamento. Essa interação pode reduzir a liberação desses componentes no óleo durante a maceração (Ranalli; Mattia, 1997; Vierhuis et al., 2001). Alguns estudos mostraram que a adição de enzimas comerciais que degradam a parede celular durante a malaxação pode reduzir a interação de fenóis hidrofílicos com polissacarídeos, aumentando a concentração de fenóis livres na pasta de azeitona e sua liberação no óleo e águas residuais (Ranalli; Mattia, 1997; Vierhuis et al., 2001; Santamaría et al., 2003). Na azeitona, existem células armazenadoras de óleo, que se distribuem no vacúolo (~76%) de forma livre e no citoplasma (~24%), onde fica disperso na forma de gotículas ligadas aos coloides nas membranas lipoproteicas. Parte da fração do óleo no citoplasma, que forma uma emulsão com os coloides, é liberada pela ação de enzimas, o que aumenta a porcentagem de óleo recuperado. Na forma atual de extração, boa parte desse óleo não é extraída da azeitona, permanecendo nos subprodutos (Ranalli; Mattia, 1997).

Não foi encontrado nenhum trabalho que avalia o uso de xilanases isoladamente no processo de produção de óleos, porém alguns estudos usaram uma combinação de enzimas, incluindo celulases, xilanases, pectinases, entre outras. A maioria dos estudos publicados estão voltados para a produção de azeites de oliva, mas as perspectivas apresentadas nesses trabalhos podem ser extrapoladas para outros tipos óleos vegetais (Tabela 8).

Tabela 8. Estudos que utilizaram xilanases combinadas com outras enzimas, visando melhorias na qualidade de óleos.

Enzimas	Melhorias e Características	Referência
Combinação de enzimas Celulases Hemicelulases Pectinases	Enzimas combinadas: pectinase, celulase e hemicelulase com algumas atividades acessórias. Comercializadas por Gist-Brocades, Seclin, França. Foram usadas azeitonas do tipo Dritta, Coratina e Leccino. Melhorou quantidade de antioxidantes, fenóis livres e ligados a outros componentes, substâncias aromáticas, hidrocarbonetos esteroides, coloração, turbidez, resistência à oxidação e índices globais de qualidade. Melhor pontuação sensorial, indicando óleo de qualidade superior ao controle.	Ranalli; Mattia (1997)
Combinação de enzimas Celulases Hemicelulases Pectinases	Castanha do Chile (<i>Gevuina avellana</i>) Usaram enzimas comerciais da Novozymes – Olivex, Umtrazym e Celluclast. A primeira contém pectinases, celulases e hemicelulases, e a última contém apenas celulase. Em todos os casos, houve um aumento no rendimento durante a extração dos óleos.	Sharma et al. (2015)
Combinação de enzimas Celulases Hemicelulases Pectinases	Enzimas comerciais combinadas - pectinase, enzimas celulolíticas e hemicelulolíticas: Uvazym Extra (Enartis, Trecate-NO, Italy), Maxoliva (DSM Food Specialities, Seclin, France) e Uvazym Couleur (Enartis). Foram usadas azeitonas do tipo Coratina. Melhorou a quantidade de polifenóis, de poder antioxidante, de o—difenóis e o rendimento. A qualidade do efluente gerado foi melhor para o meio ambiente.	Faveri et al. (2008)

A disponibilidade de xilanases no mercado para uso na indústria de óleos é pequena, mas é apresentada na Tabela 9, com alguns exemplos das principais empresas que as comercializam.

Tabela 9. Xilanases visando melhorias na indústria de óleos comercializadas pelas principais empresas mundiais fornecedoras de enzimas.

Empresa	Nome	Informações
Takabio	Sumizyme®	Xilanases de <i>Aspergillus niger</i> e <i>Trichoderma longibrachiatum</i> para melhoria na extração de óleos vegetais.
Novozymes	Viscozyme® L	Xilanases em conjunto com β -glucanases, pectinases e hemicelulases para melhoria no rendimento durante a maceração das azeitonas.
	Pectinex® Ultra Olio	Conjunto de pectinases e hemicelulases para ajudar na degradação da parede celular.

Xilanases e suas aplicações na alimentação animal

Vários estudos mostraram melhoria na saúde de animais suplementados com dietas combinadas com xilanases. Cereais são uma importante fonte de energia na dieta de animais não ruminantes, como aves domésticas e porcos (WISEMAN et al., 2000). Mas eles possuem muitos fatores anti-nutricionais, como polissacarídeos, incluindo arabinoxilanas (Visioli; Galli, 1998; Courtin; Delcour, 2002; Knudsen, 2014). Frangos de corte alimentados com centeio apresentam um aumento na viscosidade dos líquidos intestinais, levando a uma redução na difusão de solutos e na assimilação de nutrientes. Esse aumento de viscosidade pode estar relacionado com arabinoxilanas presentes no centeio e em outros cereais como o trigo. Esses polissacarídeos também podem agir como encapsuladores de nutrientes, impedindo a absorção dos mesmos. O uso de hemicelulases, como xilanases, na suplementação alimentar pode contribuir muito na diminuição da viscosidade dos líquidos intestinais (Bedford; Classen, 1992).

No caso de animais ruminantes, a suplementação com enzimas está ligada à melhoria nutricional, visando melhor qualidade e rendimento de carne e leite, como pode ser visto na Tabela 6. As forragens são a principal, e geralmente mais barata, fonte de energia para vacas, búfalos e carneiros. Os principais componentes das forragens são a celulose e a hemicelulose, que são digeridas pelas enzimas celulolíticas e hemicelulolíticas dos microrganismos do rúmen. Os pesquisadores buscam métodos que aumentem a extensão da digestão de fibras pelo gado, apesar desse processo de digestão ser bastante completo. Uma abordagem é adicionar celulase e xilanase à porção da forragem da dieta antes da alimentação. Dessa maneira, as enzimas iniciam a digestão da fibra mais cedo e é possível obter uma digestão mais completa das porções fibrosas da dieta (Schingoethe et al., 1999; Shekhar et al., 2010; Vallejo et al., 2016).

Uma outra contribuição das xilanases na alimentação animal está ligada a uma questão ambiental muito importante: a emissão de gases do efeito estufa. A produção de gado é um dos grandes emissores de gases do efeito estufa no mundo. O metano é o principal gás emitido pela digestão entérica em ruminantes, representando 47% da emissão de gás desse setor produtivo e 90% de todo o metano emitido (Opio et al., 2013). A suplementação da dieta de ruminantes com enzimas, incluindo xilanases, ajuda na digestibilidade, na fermentação no rúmen e diminui a emissão de gases para o ambiente (Hernández et al., 2017).

Quando se trata da piscicultura, setor para o qual há grande expectativa de crescimento do mercado, a alimentação dos peixes baseada em fontes vegetais aumentou nos últimos anos (Xu et al., 2017). Entretanto, devido à dificuldade de digerir polissacarídeos complexos como arabinoxilanas, a alimentação com alta porção de plantas pode causar inflamações intestinais e reduzir o crescimento

dos peixes (Maas et al., 2018). Dessa forma, celulasas e xilanases estão sendo testadas e estudadas para melhorar a digestibilidade dos antinutrientes da alimentação dos peixes.

Na Tabela 10 é possível observar a diversidade na composição alimentar e os tipos de animais utilizados em estudos que focaram na utilização de xilanases para melhoria da alimentação animal. A maioria das enzimas usadas são preparações comerciais, o que indica a alta procura no mercado para esse fim.

Tabela 10. Estudos que usaram xilanases para melhorias na qualidade da alimentação de animais.

Enzimas	Espécie	Efeitos e Características	Referência
Pentonases (xilanases) comercial de Finn feeds International, Redhill, Surrey, England	<i>Trichoderma longibrachiatum</i>	Enzimas combinadas xilanase (EC3.2.1.8) e β -glucanase (EC3.2.1.73). Animal: frango de corte. Alimentação com trigo suplementada com as enzimas. Melhorou o ganho de peso e está relacionada com a diminuição da viscosidade intestinal.	Bedford; Classen (1992)
Xilanase e Arabinofuranosidase comercial de Rovabio® Advance, Adisseo France S.A.S., Antony, France	<i>Talaromyces versatilis</i>	Enzimas combinadas xilanase (Xyl) e arabinofuranosidase (Abf) Animal: frango de corte. Alimentação: uma apenas com trigo como cereal e soja como fonte de proteína e outra com suplementação de centeio, cevada, girassol e colza. Diminuiu a quantidade de arabinoxilanas e melhorou o crescimento, digestibilidade de nutrientes e taxa de conversão alimentar. A suplementação aumentou a digestibilidade de todos os nutrientes testados.	Cozannet et al. (2017)
Xilanase comercial (Allzyme) de Alltech, Inc., Nicholasvill, Kentucky, USA	-	Enzima: xilanase. Animal: frango de corte Alimentação: trigo e soja. Melhorou ganho de peso, aumentou a quantidade de comida ingerida.	Wu; Ravindran (2004)
Xilanase comercial de Dyadic PLUS; Dyadic international, Inc, Jupiter, FL, USA	-	Enzima: xilanase em combinação com <i>S. Cerevisiae</i> . Animal: bezerro. Alimentação: trigo e soja. Melhorou a nutrição animal. Diminuiu a produção de metano, aumentou produção de CO ₂ , mostrando ser uma dieta melhor para o meio ambiente.	Hernández et al. (2017)
Xilanase comercial de FinnFeeds Int Marlborough, UK	-	Enzimas combinadas xilanase e celulase. Animal: gado leiteiro. Alimentação: forragem. Aumentou a produção leite entre 3,6% e 10,8%, nas vacas com lactação inicial.	Schingoethe et al. (1999)
Xilanase comercial de Bovizyme Finnfeeds International, Marlborough Wiltshire, UK	-	Enzimas combinadas xilanase e celulase. Animal: gado holandês. Alimentação: 65% forragem e 35% suplementação pós-parto. Aumentou a produção leite.	Zheng et al. (2000)
Xilanase comercial de M/S Biocon Ltd., Bangalore, India	-	Enzimas combinadas xilanase e celulase. Animal: búfalas. Alimentação: ração: trigo, milho, matéria seca. Aumentou a produção leite e a digestão das fibras.	Shekhar et al. (2010)
Xilanase comercial de Danisco Animal Nutrition, Marlborough, UK	-	Enzimas combinadas xilanase e fitase. Animal: Tilápia do nilo. Alimentação: ração à base de trigo, girassol, colza e arroz. Melhorou a disponibilidade de nutrientes e aumentou a taxa de crescimento da tilápia.	Maas et al. (2018)

Continua...

Tabela 10. Continuação.

Enzimas	Espécie	Efeitos e Características	Referência
Xilanase comercial de Nanning Doing Higher Bio Tech, Ltd.	-	Enzimas combinadas xilanase. Animal: carpa capim (<i>Ctenopharyngodon idella</i>). Alimentação: ração à base de peixe, soja, algodão, colza e trigo, com óleo de soja e peixe. Melhorou a taxa de crescimento do peixe e a microflora intestinal. Aumentou atividade de lisozimas e fosfatases, níveis de imunoglobulina M e complemento e peptídeos antibacterianos e o sistema imune intestinal. Atenuou inflamações intestinais.	Jin et al. (2020)
Xilanase comercial de Xylanase® plus, Dyadic® PLUS, Dyadic International, Inc., Jupiter, FL, USA	-	Enzimas combinadas xilanase e celulase. Animal: búfalas. Alimentação: milho e matéria seca. Melhorou a digestibilidade e a fermentação no rúmen. Não alterou a concentração de ureia, fósforo e triglicérides no sangue.	Vallejo et al. (2016)

A disponibilidade de xilanases no mercado para uso na indústria de alimentação animal é uma das mais abundantes e diversas e é apresentada na Tabela 11, com alguns exemplos das principais empresas que as comercializam.

Tabela 11. Xilanases visando melhorias na indústria de alimentação animal, comercializadas pelas principais empresas mundiais fornecedoras de enzimas.

Empresa	Nome	Informações
Takabio	Sumizyme®	Xilanases de <i>Aspergillus niger</i> e <i>Trichoderma longibrachiatum</i> para alimentação animal.
	Axtra® XB	Alimentação de aves e suínos – mistura de endo-1,4-β-xilanase e endo-1,3(4)-β-glucanase de <i>Trichoderma reesei</i> .
	Avizyme® 1505	Alimentação de aves – mistura de enzimas purificadas – xilanase, amilase e protease.
Dupont, Danisco Nutrition	Danisco® Xylanase	Alimentação de aves e suínos – endo-1,4-β-xilanase produzida por <i>Trichoderma reesei</i> .
	Porzyme® tp100 e Porzyme® 9300	Alimentação de Suínos – Alta concentração de xilanases com alta eficácia.
	Synkra® AVI	Alimentação de aves – mistura de xilanase, amilase e protease, combinadas com diferentes linhagens de <i>Bacillus</i> .
AB Enzyme ABF Group	ECONASE® XT	Alimentação de aves e suínos – β-1-4, endoxilanase termoestável para melhor performance alimentar.
Adisseo	Rovabio®	Alimentação de aves e suínos - mistura de várias xilanases, β-glucanases, celulases, pectinases, proteases.
Alltech	Allzyme SSF	Alimentação de aves - solução multienzimática de <i>Aspergillus niger</i> (não-OGM): fitase, protease, xilanase, β-glucanase, celulase, amilase e pectinase.
BASF	Natugrain® TS	Alimentação de aves – conjunto de enzimas: endo-1,4-β-xilanase e endo-1,4-β-glucanase.

Xilanases e suas aplicações na indústria não alimentícia

Xilanases na produção de biocombustíveis

Preocupações recentes com relação às mudanças climáticas globais têm levado o mundo ao caminho da troca de combustível fóssil por combustíveis líquidos renováveis. O etanol trata-se de um deles. Embora o termo "etanol celulósico" crie a impressão de que tal biocombustível seja derivado da celulose, é importante notar que o termo de fato se refere ao etanol originado tanto da celulose quanto da hemicelulose (Dodd; Cann, 2009).

A hidrólise completa dos dois componentes principais da biomassa, celulose e xilana, libera glicose, xilose e arabinose, que podem então ser fermentadas em biocombustíveis. O terceiro componente principal, a lignina, é um polímero fenólico que se associa aos polissacarídeos da parede celular da planta, principalmente por meio dos ácidos p-cumárico e ferúlico, em gramíneas (Sun et al., 2001). A ligação cruzada de polissacarídeos da parede celular de plantas e lignina por meio de ácido ferúlico e ácido p-cumárico é conhecida por impactar negativamente a hidrólise em açúcares monoméricos e, finalmente, a biodegradação. A deslignificação da biomassa é, portanto, uma etapa crítica na bioconversão da biomassa em biocombustíveis (Dodd; Cann, 2009).

A xilana representa a hemicelulose mais abundante. Sua desconstrução nos açúcares constituintes, principalmente xilose e arabinose, para posterior fermentação por microrganismos produtores de etanol, é crítica para o uso eficiente da biomassa vegetal, visando a produção de biocombustíveis (Saha, 2003; Dodd; Cann, 2009). A conversão biocatalítica de xilana nos monossacarídeos constituintes, xilose, arabinose e ácido glucurônico, envolve uma ação conjunta de enzimas xilanolíticas. Dodd e Cann (2009) apresentaram de forma didática esse processo: xilanases, acetil xilano esterases e esterases de ácido ferúlico funcionam em conjunto para produzir cadeias menores e xiloligossacarídeos (XOS) com a liberação concomitante de subprodutos de ácido ferúlico e acético. Os XOS tornam-se os substratos para arabinofuranosidases e glucuronidasas que liberam arabinose e ácido glucurônico, deixando XOS lineares, sem ramificações. As xilosidasas então convertem os XOS em xilose. Finalmente, os microrganismos em fermentação, naturalmente capazes ou projetados para fermentar os açúcares de cinco carbonos, irão absorver a xilose e a arabinose e transportá-las para a via da pentose fosfato para subsequente fermentação em biocombustíveis: biobutanol, bioetanol, biogás.

Na Tabela 12 é possível observar exemplos de diferentes estudos feitos com xilanases na degradação da biomassa para obtenção de açúcares. Esses açúcares fermentáveis serão posteriormente utilizados por microrganismos para produção de diferentes biocombustíveis.

Tabela 12. Estudos que utilizaram xilanases visando produção de biocombustíveis.

Enzimas	Espécie	Melhorias e Características	Referência
Xilanase recombinante	<i>Thermotoga maritima</i>	Xilanase hipertermoestável produzida em tabaco. Converteu metilglucuronicoxilana de biomassa de madeira a açúcares fermentáveis, visando a produção de biocombustíveis.	Kim et al. (2010)
Xilanase extrato	<i>Geobacillus</i> sp.	Temp. ótima: 75 °C. pH ótimo: 7,0. Estabilidade: 50 °C por 75 dias manteve 23% de atividade. Produção da enzima em biomassa. Degradou palha de milho e capim para teste de produção de etanol.	Bibra et al. (2018)

Continua...

Tabela 12. Continuação.

Xilanase parcialmente purificada	<i>Streptomyces clavuligerus</i>	Combinação de xilanase e celulase produzida em resíduo de trigo, soja e aveia. Xilanase foi adicionada a palha de trigo e arroz como resíduos para a produção de biogás. O tratamento enzimático aumentou a quantidade de biogás produzido. Temp. ótima: 70 °C. pH ótimo: entre 5,0 e 9,0.	Stalin (2012)
Xilanase parcialmente purificada	<i>Kluyvera georgiana</i>	Estabilidade: 60 °C por 1 hora manteve 100% da atividade. Xilanase testada em biomassa lignocelulósica não tratada: aparas de madeira, serragem, fibra de palma, caixa de papelão e jornais usados mostrando habilidade de sacarificação. Depois foi usado para teste de produção de biobutanol com sucesso.	Xin; He (2013)
Xilanase purificada	<i>Clostridium beijerinckii</i> G117	<i>Clostridium beijerinckii</i> G117, produtora de biobutanol expressando xilanase na presença de xilana de madeira de faia a 1%. Grande potencial na aplicação da produção de biobutanol.	Ng et al. (2015)
Xilanase extrato	<i>Aspergillus flavus</i>	<i>Aspergillus flavus</i> FPDN1 crescido em resíduo milheto. Foi testado na sua aplicação de produção de bioetanol a partir de açúcares sacarificados.	Ahmedabad et al. (2012)
Xilanase purificada	<i>Pseudozyma antarctica</i> T-34 e GB-4	Temp. ótima: 50 °C. pH ótimo: 5,2. Estabilidade: 57 °C por 1 hora 50% atividade. Produção das enzimas feita em água residual da destilaria de bioetanol lignocelulósica (LBDW), visando aplicação na produção de biocombustíveis.	Watanabe et al. (2015)

A disponibilidade de xilanases no mercado para uso na indústria de biocombustíveis é apresentada na Tabela 13, com alguns exemplos das principais empresas que as comercializam.

Tabela 13. Xilanases visando melhorias na indústria de biocombustíveis, comercializadas pelas principais empresas mundiais fornecedoras de enzimas.

Empresa	Nome	Informações
Takabio	Sumizyme®	Xilanases de <i>Aspergillus niger</i> e <i>Trichoderma longibrachiatum</i> para desconstrução de biomassa e produção de biocombustíveis.
Dupont, Nutrition & Biosciences Genencor (Dupont)	Optimash®	Mistura de xilanases e proteases para usar antes da fermentação.
AB Enzyme ABF Group	Xylathin® HT xylanase	Xilanase com alta atividade que degrada xilana e reduz a viscosidade das polpas de cereais usadas na produção de etanol biocombustível.
Novozymes	Shearzyme®	Xilanase em conjunto com outras enzimas para melhoria das polpas de cereais na produção de bioetanol.
	Cellic® CTec3	Conjunto de enzimas celulases, xilanases, hemicelulases, acessórias para desconstrução de biomassa de resíduos agrícolas e urbanos, visando produção de biocombustíveis e outros bioprodutos.

Xilanases na indústria têxtil

Nos últimos anos, enzimas que atuam em biopolímeros naturais são cada vez mais utilizadas na indústria têxtil. Celulases, hemicelulases e pectinases que agem sobre as fibras celulósicas (p.ex., algodão, linho, cânhamo, juta, rami) tornaram-se focos de estudo para utilização no bioprocessamento de tecidos. A produção de roupas com aparência envelhecida, utilizando celulases, é um dos processos enzimáticos de maior sucesso que surgiu na indústria têxtil nos últimos 10 anos. A enzima celulase remove os fragmentos de algodão da superfície da roupa e facilita a abrasão do corante índigo da superfície da fibra. O processo tradicional realizado com pedra-pome foi amplamente substituído por biotonição enzimática e desbotamento ou procedimentos combinados (Csiszár et al., 2001).

Na indústria têxtil, o tecido de algodão deve ser cuidadosamente preparado para tratamentos como tingimento, estampagem ou acabamento. Esses processos de pré-tratamento para o algodão incluem: desengomagem para remover a goma usada na fiação, lavagem para torná-lo hidrofílico e branqueamento para atingir um nível padrão de brancura (Karmakar, 1999). A desengomagem envolve a remoção de goma e é, em geral, realizada após tratamento do tecido com produtos químicos como ácidos, álcalis ou agentes oxidantes. Durante a limpeza, componentes não celulósicos, como gorduras, ceras, proteínas, pectinas, corantes naturais, minerais, polissacarídeos não celulósicos e compostos solúveis em água amplamente encontrados na parede celular primária são removidos do algodão nativo. Esse processo confere ao tecido uma capacidade de umedecer de maneira uniforme e com maior retenção de água, para que possa ser branqueado e tingido com eficiência. Produtos químicos altamente alcalinos, como hidróxido de sódio, são usados nesses processos de limpeza. Esses produtos químicos não apenas removem as impurezas não celulósicas do algodão, mas também atacam a celulose levando a uma grande perda de resistência e peso no tecido. Além disso, a aplicação desses produtos químicos perigosos resulta em alta COD (Demanda Química de Oxigênio), BOD (Demanda Biológica de Oxigênio) e TDS (Sólido Dissolvido Total) nas águas residuais. Muitas pesquisas foram direcionadas para substituir esse processo químico por um baseado em enzimas, mais ecologicamente correto (Lenting; Warmoeskerken, 2004; Battan et al., 2012). As xilanases podem entrar nesse ponto, trabalhando na retirada das impurezas do tecido sem danificar as fibras de celulose.

Outra fibra muito utilizada no mundo, além do algodão, é a juta (*Corchorus*). A juta é produzida principalmente na Índia, Bangladesh, China, Tailândia, Brasil e Austrália (Ahmed; Akhter, 2001). A alta biomassa e a excelente qualidade da fibra de juta são comparáveis às das madeiras e são uma importante matéria-prima para embalagens, cordas, tapetes e telas. Nos últimos anos, a fibra atraiu amplamente a atenção como um recurso natural renovável e ecológico (Duan et al., 2016). O tratamento da juta para utilização na indústria está relacionado com a retirada dos componentes não celulósicos, assim como na indústria do algodão, e o tratamento com enzimas reduz significativamente a liberação de efluentes tóxicos para o meio ambiente (Ahmed; Akhter, 2001).

Além das fibras vegetais, a seda também pode ser incluída na indústria têxtil. Vankar et al. (2017) utilizaram diferentes enzimas (protease, amilase, xilanase, pectinase, fitase) em consórcio com o corante Rubia, economizando tempo e energia, para facilitar o tingimento industrial. Os destaques do estudo são duplos: tingimento natural ecologicamente correto com enzimas no lugar de metais e tingimento à temperatura ambiente, um conceito completamente novo.

Como pode ser observado na Tabela 14, existe uma vasta possibilidade de usos de xilanases na indústria têxtil, tanto em consórcio com outras enzimas, como sozinhas. Por isso, as características bioquímicas necessárias podem variar muito. No caso da lavagem de jeans, é interessante o uso

de enzimas com pH alcalino, para não danificar a coloração por índigo, impregnada nas fibras de celulose (Anish, 2007).

Tabela 14. Estudos que utilizaram xilanases na indústria têxtil.

Enzimas	Espécie	Melhorias e Características	Referência
Xilanase comercial	-	Material: algodão. Xilanases em combinação com celulases, ambas comerciais: Cellusoft L, Viscozyme 120 L, Celluclast 1.5 L, Pulzyme HC (atividade alta de xilanase), Denimax L e Denimax Acid L enzymes da Novo-Nordisk. Degradou fragmentos de sementes grudadas e fibras pequenas, deixando o tecido melhor. Houve pouca redução no peso do tecido e as fibras de celulose se mantiveram intactas. Celulases e hemicelulases comerciais podem ser usadas na concentração apropriada sem causar danos ao tecido.	Csiszár et al. (2001)
Xilanase extrato	<i>Bacillus pumilus</i> ASH	Estabilidade: atividade entre pH 5 e 10 e termoestável até 70 °C. Material: algodão. Liberou mais açúcares redutores, aumentou o branqueamento, devido à retirada do material não celulósico e deixou o tecido com maior receptividade para os processamentos.	Battan et al. (2012)
Xilanase extrato	<i>Penicillium janthinellum</i>	Mostrou que essa xilanase sem atividade de celulase pode ser usada na recuperação das fibras têxteis.	Milagres; Prade (1994)
Xilanase comercial	-	Material: algodão. Perdeu pouco peso do tecido e melhorou a absorvância. Temp. ótima: 60 °C. pH: 5,0. Estabilidade: Estável entre 30 e 60 °C. Xilanase em combinação com pectinase, celulase e α -amilase.	Rajkumar (2019)
Xilanase parcialmente purificada	<i>Trichoderma longibrachiatum</i>	Desengomagem de tecido de algodão: ocorreu uma diminuição do peso do tecido indicando que a xilanase atuou sobre os constituintes não celulósicos e restos de sementes grudados, aumentou a capacidade de umedecimento do tecido. Imagens de microscopia comprovaram. Biopurga de linho cinza e tecidos de malha foram promissores. Algodão branqueado, linho e tecidos de algodão tingidos com índigo foram finalizados usando enzimas de coquetel ricas em xilanase.	Aty et al. (2018)
Xilanase purificada	<i>Bacillus subtilis</i>	Temp. ótima: 60 °C. pH: 5,8. Estabilidade: 90% de atividade em 30 min a 50 °C e 80% a 60 °C. Material: fibras de rami. A eficiência na desengomagem foi mostrada por microscopia eletrônica.	Guo et al. (2012)
Xilanase extrato	<i>Pectobacterium</i> sp. DCE-01	Material: Juta. Xilanase em conjunto com celulase, pectinase e mananase secretada por bactéria. A biodesengomagem testada alcançou maior eficiência e menor poluição.	Duan et al. (2016)
Xilanase extrato	<i>Bacillus pumilus</i> ASH	Material: juta. Melhorou alvura, brilho e amarelecimento, tornou mais fina, macia, limpa e brilhante quando comparada à juta tratada por processo químico.	Garg et al. (2013)

A disponibilidade de xilanases no mercado para uso específico na indústria têxtil é pequena. Nos estudos publicados, muitos grupos testaram produtos desenvolvidos para outras finalidades. A Tabela 15 apresenta exemplos que são voltados diretamente para esse fim.

Tabela 15. Xilanases visando melhorias na indústria têxtil, comercializadas pelas principais empresas mundiais fornecedoras de enzimas.

Empresa	Nome	Informações
Takabio	Sumizyme®	Xilanases de <i>Aspergillus niger</i> e <i>Trichoderma longibrachiatum</i> para uso na indústria têxtil.
AB Enzyme ABF Group	ECOSTONE®	Xilanases em combinação com outras enzimas que trabalham nos pHs neutros e ácidos e em baixas temperaturas para acabamentos de tecidos e jeans, criando uma variedade de efeitos.

Xilanases na indústria de papel

A indústria de celulose e papel foi influenciada pela crescente demanda da sociedade por produtos e processos ambientalmente seguros e sustentáveis. Viikari et al. (1994) conseguiram compilar bem o histórico dessa indústria na busca pelo desenvolvimento de processos mais amigáveis com o meio ambiente: como uma indústria de grande escala, ela exerce seu próprio impacto ambiental, liberando compostos de enxofre, cloro e águas residuais que podem causar eutrofização e efeitos tóxicos na biodiversidade.

As xilanases livres de celulases encontram ampla aplicação na indústria de celulose e papel como um adjuvante eficaz no processo de branqueamento de polpas de madeira. Esse pré-tratamento diminui o consumo de produtos químicos de branqueamento, como cloro molecular, dióxido de cloro e peróxido de hidrogênio, com um aumento concomitante no brilho (Viikari et al., 1994).

Os compostos de cloro, formados durante o branqueamento da polpa, surgem principalmente das reações entre a lignina residual, presente nas fibras da madeira, que causa a cor marrom da polpa não branqueada, e o cloro usado para o branqueamento. Os estudos inicialmente focaram em tratar os efluentes e não em melhorar o processo em si. Mas a cada dia o foco é melhoria do processo de branqueamento, visando efluentes não poluentes.

Métodos de polpação mais eficientes, que reduzam a quantidade de lignina residual que passa para o processo de branqueamento, e métodos alternativos de branqueamento estão em constante desenvolvimento. As enzimas já mostraram seu potencial nessa etapa. Elas podem ser usadas para modificações específicas de celulose em processos ambientalmente seguros. A ideia básica do branqueamento auxiliado por enzimas foi publicada pela primeira vez em 1986 e originalmente desenvolvida no VTT Biotechnical Laboratory em cooperação com o Instituto Finlandês de Pesquisa de Celulose e Papel. O primeiro objetivo foi investigar a utilização de enzimas capazes de degradar tanto a lignina quanto a hemicelulose como meio de desenvolver um processo de branqueamento da polpa sem cloro. A ideia de usar um tratamento com hemicelulases para promover o branqueamento da polpa surgiu na época em que as enzimas que degradam a lignina atraíam grande interesse em pesquisas. Apesar do grande potencial das enzimas modificadoras de lignina, sua utilização prática revelou-se extremamente difícil, devido à falta de compreensão dos mecanismos de degradação enzimática da lignina macromolecular residual. O tratamento enzimático foi combinado com métodos de polpação e branqueamento sem cloro mais eficientes. Portanto, a utilização de enzimas como agentes alvejantes alternativos tornou-se uma realidade (Viikaki et al., 1994).

A elucidação dos mecanismos exatos do método de branqueamento auxiliado por enzimas é uma questão-chave. A hipótese inicial era de que as hemicelulases promovem o branqueamento ao tornar a estrutura da fibra mais porosa e, portanto, mais permeável à extração de lignina. Outra explicação é que as hemicelulases aumentam a capacidade de extração da lignina residual por meio da degradação dos complexos lignina-carboidrato. Uma modificação intensa na estrutura química inclui a remoção dos grupos acetil e dos resíduos de ácido glucurônico. Com o tratamento alcalino durante o cozimento do kraft, parte da xilana é dissolvida no líquido, enquanto as cadeias pequenas de xilana precipitam em uma forma mais ou menos cristalina na superfície das microfibras de celulose. Essa xilana é uma barreira para extração da lignina com coloração marrom das fibras. A solubilização dessa xilana por via enzimática deixa a lignina mais exposta para ação dos branqueadores (Buchert et al., 1994; Viikari et al., 1994; Srinivasan; Rele, 1999;).

O principal objetivo da indústria é diminuir a utilização de cloro, mas a utilização de enzimas trouxe um ganho adicional, o aumento do brilho, característica importante nesse ramo (Viikari et al., 1994). Para avaliar se o uso de enzimas pode ajudar nesse processo, dois fatores são muito utilizados: número *kappa* (quantidade de lignina residual na polpa) e viscosidade. A diminuição de *kappa* e aumento ou estabilidade da viscosidade indicam uma boa atuação da xilanase no processo de branqueamento (Fu; Lucia, 2003).

Como pode ser visto na Tabela 16, a indústria de papel trabalha com uma faixa ampla de pH e temperatura, sendo interessante uma enzima que tenha alta estabilidade em uma faixa de pH mais alcalino, e de temperaturas mais elevadas, ou uma combinação de enzimas que trabalham em condições diversas. Além disso, é importante que a xilanase não possua atividade de celulase, para não interferir na qualidade das fibras de celulose (Sandrim et al., 2005).

Tabela 16. Estudos que usaram xilanases visando otimização do processo de branqueamento da polpa na indústria de papel.

Enzimas	Espécie	Melhorias e Características	Referência
Xilanase recombinante	<i>Bacillus</i> sp. BP-7	Temp. ótima: 60 °C. pH: 6,0. Estabilidade: 50 °C pH 7 por 3 horas Xilanase associada com lacase comercial. Pré-tratamento com xilanase facilitou o acesso às fibras de celulose. Aumentou o efeito da lacase na redução do conteúdo de lignina residual e na liberação de mais ácidos hexenurônicos. Além disso, um brilho semelhante e menor número <i>kappa</i> podem ser obtidos usando 30% menos lacase, 80% menos HBT e um tempo de reação 45% menor.	Gallardo et al. (2004), Valls; Roncero (2009)
Xilanase purificada (Xyl I e II)	<i>Aspergillus caespitosus</i>	Temp. ótima: 50-55 °C. pH: XylI 6,5-7,0 e XylII 5,5-6,5. Estabilidade: tempo de meia-vida a 55 °C de 27 min para xyl I e 90 min para xyl II. Xilanases xylI e xylII reduziram o número <i>kappa</i> e aumentaram a viscosidade.	Sandrim et al. (2005)
Xilanase extrato	<i>Paenibacillus campinasensis</i> BL11	pH: ~9,0. Estabilidade: em pH 9,0 e temperaturas de 55 °C, 60 °C e 65 °C apresentou atividades de 91.1%, 95.1% e 51.9% respectivamente após 4 horas de incubação. Pré-tratamento com xilanase aumentou o brilho e a viscosidade e diminuiu o número <i>kappa</i> .	Ko et al. (2010)

Continua...

Tabela 16. Continuação.

Enzimas	Espécie	Melhorias e Características	Referência
Xilanase extrato	<i>Aspergillus terricola</i>	Temp. ótima: 60 °C. pH: 6,5. Estável em pH alcalino. Estabilidade: 60 °C por 80 min 50% da atividade. Tratamento da polpa de <i>Eucalyptus grandis</i> . Aumentou o brilho, desfibrilação das microfibras e deslignificação. Diminuiu o número <i>kappa</i> .	Michelin et al. (2010)
Xilanase extrato	<i>Aspergillus ochraceus</i>	Temp. ótima: 65 °C. pH: 5,0. Estável em pH alcalino. Estabilidade: 60 °C por 10 min 50% da atividade. Tratamento da polpa de <i>Eucalyptus grandis</i> . Aumentou o brilho, desfibrilação das microfibras e deslignificação. Diminuiu o número <i>kappa</i> .	Michelin et al. (2010)
Xilanase recombinante	<i>Bacillus</i> sp. strain BP-7	Temp. ótima: 60 °C. pH: 6,0. Estabilidade: 50 °C pH 7 por 3 horas. Tratamento da polpa kraft de <i>Eucalyptus globulus</i> . Diminuiu quantidade de ácidos hexenurônicos e o número <i>kappa</i> . Aumentou deslignificação e brilho.	Gallardo et al. (2010)
Xilanase extrato	<i>Penicillium meleagrinum</i>	Polpa kraft de bambu – <i>Bamboosa tulda</i> . Diminuiu o número <i>kappa</i> e a porcentagem de lignina. Aumentou o brilho.	Boruah et al. (2016)
Xilanase purificada	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>	Temp. ótima: 50 °C. pH: 9,0. Estabilidade: 50 °C em pH 9,0 por 2 horas 85% da atividade. Tratamento de polpa kraft não branqueada de madeira dura coletada na Star Paper Mill, Saharanpur, (Uttar Pradesh, Índia). Xilanase sem atividade de celulase. Diminuiu o número <i>kappa</i> .	Kumar et al. (2017)
Xilanase extrato	<i>Bacillus licheniformis</i> 77-2	Polpa kraft de <i>Eucalyptus</i> da Champion Paper and Cellulose Ltd., Mogi Guaçu, SP – Brasil. Aumentou a deslignificação e o brilho e diminuiu o número <i>kappa</i> .	Damiano et al. (2003)
Xilanase extrato	<i>Streptomyces</i> sp. QG-11-3	Polpa kraft de <i>Eucalyptus</i> de Ballarpur Paper Industries Limited, Yamunanagar, Índia. Xilanase sem atividade de celulase. Diminuiu o número <i>kappa</i> , aumentou o brilho, melhorou as propriedades da polpa, como resistência à tração e fator de ruptura.	Beg et al. (2000)
Xilanase extrato	<i>Arthrobacter</i> sp. MTCC 5214	Xilanase estável em altas temperaturas e pH. Tratamento de polpa kraft para papel de M/s West Coast Paper Mills, Dandeli, Índia. Xilanase sem celulases. Aumentou a remoção da cor e o brilho. Diminuiu o número <i>kappa</i> e não alterou a viscosidade.	Khandeparkar; Bhosle (2007)

A disponibilidade de xilanases no mercado para uso na indústria de papel e celulose é apresentada na Tabela 17, com alguns exemplos das principais empresas que as comercializam.

Tabela 17. Xilanases comercializadas pelas principais empresas mundiais fornecedoras de enzimas, visando melhorias na indústria de papel e celulose.

Empresa	Nome	Informações
Takabio	Sumizyme®	Xilanases de <i>Aspergillus niger</i> e <i>Trichoderma longibrachiatum</i> para desconstrução de papel e celulose.
AB Enzyme ABF Group	LUMINASE®	Xilanase termoestável que aumenta a sensibilidade da polpa para os tratamentos químicos de branqueamento.
	ECOPULP®	Produto customizado – xilanases para tratamento de branqueamento da polpa de forma mais sustentável e eficiente.
Novozymes	Biobrite®	Xilanases – reduz o número <i>kappa</i> , diminui o uso de produtos químicos e melhora o branqueamento.
	Pulpzyme®	Xilanases – reduz o número <i>kappa</i> , diminui o uso de produtos químicos e melhora o branqueamento.
	Xylio® Pre	Xilanases para o pré-tratamento da polpa, visando diminuição do uso de produtos químicos e aumento do brilho.

Xilanases nos produtos de limpeza

As xilanases podem ser usadas como aditivos em produtos de limpeza para uso doméstico e comercial. Nas cozinhas e roupas podem ajudar na remoção de sujeiras e manchas provenientes de vegetais de tecidos e objetos (Kumar et al., 2004; Moid et al., 2021). Fazendo uma comparação com a indústria do papel, que vem buscando a substituição de processos que utilizam produtos químicos para o branqueamento, por processos mais ecológicos, a adição de xilanases e outras enzimas em produtos de limpeza visam também essa finalidade.

O uso de enzimas nos detergentes aumenta a eficiência do produto, reduz o consumo de energia e o uso de químicos, deixando o processo de limpeza mais amigável em termos ecológicos (Al-Ghanayem; Joseph, 2020). O mercado internacional de enzimas para adição em detergentes atingiu 1,8 milhão de dólares em 2018, com uma taxa composta de crescimento anual (CAGR) de 11,3% em relação a 2013 (Sarmiento et al., 2015). Para uma enzima ser utilizada como coadjuvante ao detergente, deve ser estável aos seus componentes: surfactantes, agentes branqueadores, branqueadores ativos e outras substâncias químicas. Manchas derivadas de frutas, café, chá são muito difíceis de serem removidas. A incorporação de xilanases junto com as proteases (já utilizadas) na formulação dos detergentes pode ajudar na solubilização dessas manchas derivadas de plantas (Kumar et al., 2004). Entretanto, conforme pode ser visto na Tabela 18, ainda existem poucos estudos focados no uso de xilanases em produtos de limpeza.

Tabela 18. Estudos que utilizaram xilanases como aditivos em produtos de limpeza.

Enzimas	Espécie	Melhorias e Características	Referência
Xilanase purificada Xylanase A	<i>Bacillus</i> cepa NCL (87-6-10)	Testes foram feitos a 40 °C. pH: 8,0 – 100%, 10,0 – 52%. Aditivo em detergentes para roupa. Foi testada compatibilidade com diferentes detergentes variando de 60% a 80% de manutenção da atividade por 1 hora. No teste com roupas, foram usadas roupas manchadas com chá e extrato de gramínea. Melhorou significativamente os resultados da lavagem.	Kumar et al. (2004)
Xilanase purificada Xylanase C	<i>Bacillus</i> cepa Sam III	Testes foram feitos a 40 °C. pH: 8,0 – 100%, 10,0 – 34%. Aditivo em detergentes para roupa. Foi testada compatibilidade com diferentes detergentes variando de 60% a 80% de manutenção da atividade por 1 hora.	Kumar et al. (2004)
Xilanase extrato	<i>Aspergillus niger</i>	Xilanase produzida no resíduo de cozinha e testada como aditivo em detergente para roupa. Pedaço de algodão manchado com pitaia. Agiu sobre a mancha até na mistura que continha apenas água.	Moid et al. (2021)

A disponibilidade de xilanases no mercado para uso na indústria de produtos de limpeza doméstica e industrial está associada a detergentes líquidos e em pó para lavagem de roupas. Exemplos das principais empresas que as comercializam são apresentados na Tabela 19.

Tabela 19. Xilanases comercializadas pelas principais empresas mundiais fornecedoras de enzimas, visando melhorias na indústria de produtos de limpeza.

Empresa	Nome	Informações
Takabio	Sumizyme®	Xilanases de <i>Aspergillus niger</i> e <i>Trichoderma longibrachiatum</i> para adição em detergentes.
AB Enzyme ABF Group	BIOTOUCH®	Celulases e hemicelulases para remoção de manchas provenientes de vegetais.
Novozymes	Medley®	Misturas de enzimas que podem ser hemicelulases, celulases, proteases, lipases para adição em detergentes líquidos e em pó, visando lavagem de roupas em escala doméstica e industrial.

Xilanases e resíduos rurais e urbanos

A relação das xilanases com os resíduos rurais e urbanos pode ser observada por diferentes perspectivas: (a) uso dos resíduos como substrato para microrganismos na produção de xilanase e utilização desta em diversas finalidades; (b) uso de xilanases como parte do processo de remediação de efluentes para o meio ambiente; (c) uso de xilanases nos resíduos, visando produção de subprodutos de alto valor agregado.

A produção de enzimas com utilização de substratos que são considerados resíduos, tanto no meio rural, como no ambiente urbano, é uma alternativa para a diminuição de impactos ambientais e re-

dução de custos. Como exemplo, a indústria de papel – que tem sido considerada há muitos anos como uma das maiores consumidoras de recursos naturais, energia e uma grande liberadora de poluentes para o meio ambiente – pode ter seu impacto diminuído com a utilização dos efluentes para a produção de produtos comerciais (Thompson et al., 2001). Esses produtos incluem desde as enzimas até o etanol (Heinz et al., 2017).

Vários grupos de pesquisas ao redor do mundo têm trabalhado para diminuir os impactos dos resíduos urbanos. Alguns estudos recentes usaram os resíduos de cozinha, ricos em material lignocelulósico, como substrato para produzir diversos produtos como: biossurfactante (Chen et al., 2018), xantana (Li et al., 2017), ácido graxo de cadeia curta (Chen et al., 2013), ácido láctico (Ohkouchi; Inoue, 2006), celulase (Bansal et al., 2012), glucoamilase (Wang et al., 2008), ou produzir ácidos graxos voláteis (Wang et al., 2014), metano (Campuzano, 2016), etanol (Ntaikou et al., 2018) e hidrogênio (Srivastava et al., 2017) com microrganismos.

Os resíduos agroindustriais servem como uma fonte limpa e barata para a produção de subprodutos valiosos (Ravindran et al., 2018). Esses resíduos são altamente ricos em polissacarídeos (celulose, hemicelulose, amido, pectina). Ressalta-se que a xilana é a principal hemicelulose e, devido à heterogeneidade da sua estrutura, sua degradação completa requer a ação sinérgica de muitas enzimas, principalmente endo- β -1,4-xilanase e α -glucuronidases e enzimas de clivagem de cadeia lateral: α -l-arabinofuranosidase, feruloil esterase e acetil xilano esterase. Esse conjunto de enzimas produz xilo-oligossacarídeos (XOS), que são posteriormente degradados em xilose de açúcar monomérico por β -D-xilosidases (Collins et al., 2005).

Os XOS podem exercer atividades biológicas como: melhora da flora intestinal como pré-biótico (estimula crescimento da *Bifidobacteria*), antioxidante, efeitos relacionados ao sangue e à pele, propriedades antialérgicas, antimicrobianas e anti-inflamatórias, atividade citotóxica seletiva, ação imunomoduladora, diminuidor de colesterol, anti-hepatotóxico, cosmética e uma variedade de outras propriedades (Vázquez et al., 2000; Saleh et al., 2021). Além disso, os XOS desempenham um papel importante na prevenção de várias doenças disseminadas relacionadas aos sistemas cardiovasculares, oncologia, sistemas endócrinos, diabetes mellitus; também é empregado em cosméticos como estabilizantes, agentes imunoestimulantes, antioxidantes e farmacêuticos (Moure et al., 2006; Sheu et al., 2008; Jain et al., 2015).

Quando o foco do processo é a produção de XOS e não de xilose, esses podem ser preparados a partir de xilana por técnica química (auto-hidrólise), por técnica biológica (hidrólise enzimática direta) ou por uma combinação dessas. (Parajó et al., 2004; Akpinar et al., 2009). No entanto, a produção de XOS por extração química provoca corrosão do equipamento utilizado e efluentes poluentes, o que mostra a vantagem do uso de um processo baseado em enzimas (Vázquez et al., 2000; Yang et al., 2005).

A Tabela 20 mostra estudos que utilizaram xilanases em resíduos agrícolas e urbanos para produção de bioprodutos, para biorremediação ou utilizaram esses resíduos como substrato para produção de xilanases para uso comercial, diminuindo impactos ambientais e colocando produtos sustentáveis no mercado. As melhores características para as enzimas dependem muito do material, do processo, da finalidade. Por isso a importância da prospecção e caracterização de diferentes xilanases.

Tabela 20. Estudos que usaram xilanases em resíduos agrícolas e urbanos para produção de bioprodutos, para biorremediação ou que utilizaram resíduos agrícolas e urbanos como substrato para produção de xilanases para uso comercial.

Enzimas	Espécie	Melhorias e Características	Referência
Xilanase extra-celular	<i>Aspergillus niger</i>	Temp. ótima: 50 °C. Estabilidade: 40 °C por 60 min 65% de atividade e 50 °C por 60 min 47% de atividade. Resíduo agroindustrial de espinafre do egipto (<i>Corchorus olitorius</i>) para produção de XOS, que possuiu atividade pre-biótica, redução de colesterol, atividade antioxidante e anti-hepatotóxica.	Saleh et al. (2021)
Xilanase comercial AB Enzymes, Alemanha	<i>Aspergillus niger</i>	Resíduo agroindustrial de tabaco, algodão, girassol e trigo. Xilanase foi capaz de produzir XOS em todos os substratos, variando a quantidade de acordo com a composição do resíduo.	Akpinar et al. (2009)
Xilanase comercial Danisco, Finlândia	<i>Trichoderma longibrachiatum</i>	Resíduo agroindustrial de tabaco, algodão, girassol e trigo. Xilanase foi capaz de produzir XOS em todos os substratos, variando a quantidade de acordo com a composição do resíduo.	Akpinar et al. (2009)
Xilanase comercial KDN Biotech Co., China		Resíduo líquido agroindustrial de fábrica de viscoso. Rico em xilana, foi possível produzir XOS no processo.	Zhang et al. (2016)
Xilanase extrato	<i>Bacillus agaradhaerens</i> C9	Xilanase extrato em combinação com outras enzimas, todas produzidas pelo <i>B. agaradhaerens</i> . Resíduo de cozinha para produção de biofloculantes.	Liu et al. (2019)
Xilanase Comercial Sigma-Aldrich	<i>Trichoderma viride</i>	Resíduo agroindustrial da produção de óleo de palma para produção de biogás.	Prasertsan et al. (2017)
Produção de Xilanase	<i>Aspergillus foetidus</i> MTCC 4898	Resíduo agroindustrial de destilaria que usa farelo de trigo como substrato para produção de xilanase por <i>A. foetidus</i> . Xilanases produzidas foram testadas para sacarificação de outros resíduos agroindustriais.	Chapla et al. (2010)
Produção de Xilanase	<i>Aspergillus terreus</i> e <i>Aspergillus niger</i>	Resíduos agroindustriais de bagaço de cana, farelo de trigo, palha de arroz e casca de soja. Usado como substrato para produção de xilanases com baixa atividade de celulase, visando uso industrial.	Gawande; Kamat (1999)
Produção de Xilanase	<i>Aspergillus niger</i>	Resíduo agroindustrial de café, rico em hemicelulose, para produção de xilanase por <i>A. niger</i> e sua utilização no enriquecimento de sucos de fruta.	Ravindran et al. (2019)
Produção de Xilanase	<i>Bacillus cereus</i>	Resíduos agroindustriais de farelo de trigo, casca de banana, bagaço de cana e resíduo de mileto foram usados como diferentes substratos para produção de xilanase por <i>B. Cereus</i> . Enzimas foram testadas para uso em sacarificação visando biorrefinarias de material lignocelulósico.	Simair et al. (2018)

A disponibilidade de xilanases no mercado para produção de bioprodutos a partir de resíduos agrícolas e urbanos e para biorremediação são apresentados na Tabela 21.

Tabela 21. Xilanases comercializadas pelas principais empresas mundiais fornecedoras de enzimas, visando produção de bioprodutos a partir de resíduos agrícolas e urbanos e biorremediação.

Empresa	Nome	Informações
Novozymes	BG Max™ 3000	Mistura de enzimas e microrganismos visando tratamento de efluentes agroindustriais e produção de biogás.
	Cellic® CTec3	Conjunto de enzimas: celulases, xilanases, hemicelulases, acessórias para desconstrução de biomassa de resíduos agrícolas e urbanos visando produção de biocombustíveis e outros bioprodutos.

Conclusão

Como pôde ser observado ao longo dessa revisão bibliográfica sobre o uso de xilanases microbianas na indústria, existe uma demanda alta de um mercado muito diversificado. Com isso, foi possível mostrar, por meio das tabelas, uma variedade muito grande de cenários industriais nos quais as xilanases precisariam atuar. Cada ambiente, cada processo, cada etapa industrial possui características e necessidades de melhorias diferentes. Portanto, fica clara a importância dos trabalhos que visam triagem e caracterização de novas enzimas.

Existem muitas fontes para bioprospecção de novas xilanases. Assim como há uma diversidade enorme de biomassas e suas composições, existe uma diversidade muito maior de microrganismos que agem na degradação dessa biomassa. Seguindo esse raciocínio, a quantidade de xilanases codificadas por essa enorme variedade de genomas é também muito grande.

Essa diversidade mostra que é importante levantar alguns pontos para caracterização de enzimas que poderão se tornar candidatas em um determinado ramo industrial: (i) atividade e estabilidade em diferentes pHs e temperaturas; (ii) resistência a inibidores comuns como sais, detergentes, óleos, açúcares e compostos aromáticos; (iii) resistência a inibidores contidos nos ambientes e materiais do processo industrial em foco; (iv) potenciais ativadores.

A criação de um banco de dados de enzimas e suas características bioquímicas e cinéticas seria de grande importância para o setor industrial, pois facilitaria a busca de enzimas que se encaixam nas condições específicas para cada processo.

Referências

- ADIGUZEL, G.; FAIZ, O.; SISECIOGLU, M; SARIC, B.; BALTACIC, O.; AKBULUT, A.; GENCD, B.; ADIGUZEL, A. A novel endo- β -1,4-xylanase from *Pediococcus acidilactici* GC25; purification, characterization and application in clarification of fruit juices. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 129, p. 571-578, May 2019. DOI: 10.1016/j.ijbiomac.2019.02.054.
- AHMED, Z.; AKHTER, F. Jute retting: an overview. **Journal of Biological Sciences**, v. 1, n. 7, p. 685-688, 2001. DOI: 10.3923/jbs.2001.685.688.
- AHMEDABAD, G. V.; DHARMESH, A.; PRITI, T. Production of Xylanase by *Aspergillus flavus* FPDN1 on Pearl millet bran: Optimization of Culture Conditions and Application in Bioethanol Production. **International Journal of Research in Chemistry and Environment**, v. 2, n. 3, p. 204-210, July 2012.
- AKPINAR, O.; ERDOGAN, K.; BOSTANCI, S. Enzymatic production of Xylooligosaccharide from selected agricultural wastes. **Food and Bioproducts Processing**, v. 87, n. 2, p. 145-151, June 2009. DOI: 10.1016/j.fbp.2008.09.002.

AL-GHANAYEM, A. A.; JOSEPH, B. Current prospective in using cold-active enzymes as eco-friendly detergent additive. **Applied Microbiology and Biotechnology**, n. 104, p. 2871-2882, 2020. DOI: 10.1007/s00253-020-10429-x.

ANDRADE, S. de V.; POLIZELI, M. DE L. T. DE M.; TERENCE, H. F.; JORGE, J. A. Effect of carbon source on the biochemical properties of β -xylosidases produced by *Aspergillus versicolor*. **Process Biochemistry**, v. 39, n. 12, p. 1931-1938, Oct. 2004. DOI: 10.1016/j.procbio.2003.09.024.

ANISH, R.; RAHMAN, M. S.; RAO, M. Application of cellulases from an alkalothermophilic *Thermomonospora* sp. in biopolishing of denims. **Biotechnology and Bioengineering**, v. 96, n. 1, p. 48-56, Jan. 2007. DOI: 10.1002/bit.21175.

ARBIGE, M. V.; SHETTY, J. K.; CHOTANI, G. K. Industrial enzymology: the next chapter. **Trends in Biotechnology**, v. 37, n. 12, p. 1355-1366, Dec. 2019. DOI: 10.1016/j.tibtech.2019.09.010.

ATY, A. A. A. EL; SALEH, S. A. A.; EID, B. M.; IBRAHIM, N. A.; MOSTAFA, F. a. Thermodynamics characterization and potential textile applications of *Trichoderma longibrachiatum* KT693225 xylanase. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 14, p. 129-137, Apr. 2018. DOI: 10.1016/j.bcab.2018.02.011.

BAJAJ, B. K.; MANHAS, K. Production and characterization of xylanase from *Bacillus licheniformis* P11(C) with potential for fruit juice and bakery industry. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 1, n. 4, p. 330-337, Oct. 2012. DOI: 10.1016/j.bcab.2012.07.003.

BAJPAI, P. Chapter 2 - Xylan: occurrence and structure. In: BAJPAI, P. B. T.-X. E. (ed.). **Xylanolytic Enzymes**. Amsterdam: Academic Press, 2014. p. 9-18.

BANSAL, N.; TEWARI, R.; SONI, R.; SONIA, S. K. Production of cellulases from *Aspergillus niger* NS-2 in solid state fermentation on agricultural and kitchen waste residues. **Waste Management**, v. 32, n. 7, p. 1341-1346, July 2012. DOI: 10.1016/j.wasman.2012.03.006.

BARRY, V. C.; DILLON, T. Occurrence of Xylans in Marine Algae. **Nature**, v. 146, n. 3706, p. 620, Nov. 1940. DOI: 10.1038/146620a0.

BASTAWDE, K. B. Xylan structure, microbial xylanases, and their mode of action. **World journal of microbiology & biotechnology**, v. 8, n. 4, p. 353-368, Jul. 1992. DOI: 10.1007/BF01198746.

BATTAN, B.; DHIMAN, S. S.; AHLAWAT, S. Application of thermostable xylanase of *Bacillus pumilus* in textile processing. **Indian Journal of Microbiology**, v. 52, p. 222-229, June 2012. DOI: 10.1007/s12088-011-0118-1.

BAUMANN, J. W. Application of enzymes in fruit juice technology. In: BIRCH, G. G.; BLAKEBROUGH, N.; PARKER, K. J. (ed.). **Enzymes and Food Processing**. Springer Netherlands, 1981. Disponível em: DOI: 10.1007/978-94-011-6740-6_8.

BEDFORD, M. R.; CLASSEN, H. L. Reduction of intestinal viscosity through manipulation of dietary rye and pentosanase concentration is effected through changes in the carbohydrate composition of the intestinal aqueous phase and results in improved growth rate and food conversion efficie. **Journal of Nutrition**, v. 122, n. 3, p. 560-569, Mar. 1992. DOI: 10.1093/jn/122.3.560.

BEG, Q. K.; BHUSHANB, B.; KAPOORA, K.; HOONDALA, G. S. Enhanced production of a thermostable xylanase from *Streptomyces* sp. QG- 11-3 and its application in biobleaching of eucalyptus kraft pulp. **Enzyme and Microbial Technology**, v. 27, n. 7, p. 459-466, Oct. 2000.

BEG, Q. K.; KAPOOR, M.; MAHAJAN, L. Microbial xylanases and their industrial applications: A review. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 56, n. 3-4, p. 326-338, Feb. 2001. DOI: 10.1007/s002530100704.

BELIËN, T.; CAMPENHOUT, S. van.; ROBBEN, J.; VOLCKAERT, G. Microbial endoxylanases: Effective weapons to breach the plant cell-wall barrier or, rather, triggers of plant defense systems? **Molecular Plant-Microbe Interactions**, v. 19, n. 10, p. 1072-1081, 2006. DOI: 10.1094/MPMI-19-1072.

BIBRA, M.; KUNREDDY, V.; SANI, R. Thermostable xylanase production by *Geobacillus* sp. strain DUSELR13, and its application in ethanol production with lignocellulosic biomass. **Microorganisms**, v. 6, n. 3, p. 93, 2018. DOI: 10.3390/microorganisms6030093.

BONNIN, E.; DAVIET, S.; GEBRUERS, K.; DELCOUR, J. A.; GOLDSON, A.; JUGE, N.; SALNIER, L. VARIATION in the levels of the different xylanase inhibitors in grain and flour of 20 French wheat cultivars. **Journal of Cereal Science**, v. 41, n. 3, p. 375-379, May 2005. DOI: 10.1016/j.jcs.2004.11.001.

BORUAH, P.; DOWARAH, P.; HARAZIKA, R.; YADAV, A.; BARKAKATI, P. GOSWAMI, T. Xylanase from *Penicillium meleagrimum* var. viridiflavum - A potential source for bamboo pulp bleaching. **Journal of Cleaner Production**, v. 116, p. 259-267, Mar. 2016. DOI: 10.1016/j.jclepro.2015.12.024.

BOURGOIS, T. M.; CRAEYVELD, V. van; CAMPENHOUT, S. van.; COURTIN, C. M.; DELCOUR, J. A.; ROBBEN, J.; VOLCKAERT, G. Recombinant expression and characterization of XynD from *Bacillus subtilis* subsp. *subtilis* ATCC 6051:

a GH 43 arabinoxylan arabinofuranohydrolase. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 75, n. 6, p. 1309-1317, Apr. 2007. DOI: 10.1007/s00253-007-0956-2.

BROWN, D. M.; GOUBET, F.; WONG, V. W.; GOODACRE, R.; STEPHENS, E.; DUPREE, P.; TURNER, S. R. Comparison of five xylan synthesis mutants reveals new insight into the mechanisms of xylan synthesis. **The Plant Journal**, v. 52, n. 6, p. 1154-1168, Oct. 2007. DOI: 10.1111/j.1365-313X.2007.03307.x.

BUCHERT, J.; TENKANEN, M.; KANTELINEN, A.; VIIKARI, L. Application of xylanases in the pulp and paper industry. **Bioresource Technology**, v. 50, n. 1, p. 65-72, 1994. DOI: 10.1016/0960-8524(94)90222-4.

BUCKERIDGE, M. S.; SANTOS, W. D.; SOUZA, A. P. As rotas para o etanol celulósico no Brasil. In: CORTEZ, L. A. B. (coord.). **Bioetanol da cana-de-açúcar: P&D para produtividade e sustentabilidade**. São Paulo: Blucher, 2010. p. 365.

BURLACU, A.; CORNEA, C. P.; ISRAEL-ROMING, F. Microbial Xylanase: a review. **Scientific Bulletin Series F Biotechnologies**, v. XX, 2016.

BUTT, M. S.; TAHIR-NADEEM, M.; AHMAD, Z.; SULTAN, M. T. Xylanases and Their Applications in Baking Industry. **Food Technology and Biotechnology**, v. 46, n. 1, p. 22-31, 2008.

CAMACHO, N. A.; O, G. A. Production, purification, and characterization of a low-molecular-mass xylanase from *Aspergillus* sp. and its application in baking. **Applied Biochemistry and Biotechnology - Part A Enzyme Engineering and Biotechnology**, v. 104, n. 3, p. 159-171, Mar. 2003. DOI: 10.1385/ABAB:104:3:159.

CAMPUZANO, R.; GONZÁLEZ-MARTÍNEZ, S. Characteristics of the organic fraction of municipal solid waste and methane production. **Waste Management**, v. 54, p. 3-12, Aug. 2016. DOI: 10.1016/j.wasman.2016.05.016.

CHAND, D.; SHARMA, P. K. *Pseudomonas* sp. xylanase for clarification of Mausambi and Orange fruit juice. **International Journal of Advancements in Research & Technology**, v. 1, n. 2. July 2012.

CHANDA, B. S. K.; HIRST, E. L.; JONES, J. K. N.; PERCIVAL, E. G. V. The Constitution of Xylart from. **Journal of the Chemical Society**, n. 262, p. 1289, 1950.

CHAPLA, D.; DIVECHA, J.; MADAMWAR, D.; SHAHA, A. Utilization of agro-industrial waste for xylanase production by *Aspergillus foetidus* MTCC 4898 under solid state fermentation and its application in saccharification. **Biochemical Engineering Journal**, v. 49, n. 3, p. 361-369, May 2010. DOI: 10.1016/j.bej.2010.01.012.

CHEN, C.; SUN, N.; LI, D.; LONG, S.; TANG, T.; XIAO, C.; WANG, L. Optimization and characterization of biosurfactant production from kitchen waste oil using *Pseudomonas aeruginosa*. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 25, n. 15, p. 14934-14943, Mar. 2018.

CHEN, Y.; LUOA, J.; YANA, Y.; FENGAB, L. Enhanced production of short-chain fatty acid by co-fermentation of waste activated sludge and kitchen waste under alkaline conditions and its application to microbial fuel cells. **Applied Energy**, v. 102, p. 1197-1204, Feb. 2013. DOI: 10.1016/j.apenergy.2012.06.056.

COLAGRANDE, O.; SILVA, A.; FUMI, M. D. Recent applications of biotechnology in wine production. **Biotechnology Progress**, v. 10, n. 1, p. 2-18, Jan. 1994. DOI: 10.1021/bp00025a001.

COLLINS, T.; GERDAY, C.; FELLER, G. Xylanases, xylanase families and extremophilic xylanases. **FEMS Microbiology Reviews**, v. 29, n. 1, p. 3-23, Jan. 2005. DOI: 10.1016/j.femsre.2004.06.005.

CONTESINI, F. J.; LIBERATO, M. V.; RUBIO, M. V.; CALZADO, F.; ZUBIETA, M. P.; RIAÑO-PACHÓN, D. M.; SQUINA, F. M.; MUNIR, F. B.; SKAFE, S.; DAMASIO, A. R. Structural and functional characterization of a highly secreted α -l-arabinofuranosidase (GH62) from *Aspergillus nidulans* grown on sugarcane bagasse. **Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - Proteins and Proteomics**, v. 1865, n. 12, p. 1758-1769, Dec. 2017. DOI: 10.1016/j.bbapap.2017.09.001.

CORRAL, O.; ORTEGA, F. Xylanases. **Advances in Agricultural and Food Biotechnology**, p. 305-322, 2006.

COURTIN, C. M.; DELCOUR, J. A. Arabinoxylans and endoxylanases in wheat flour bread-making. **Journal of Cereal Science**, v. 35, n. 3, p. 225-243, Mar. 2002. DOI: 10.1006/jcrs.2001.0433.

COURTIN, C. M.; GELDERS, G. G.; DELCOUR, J. A. Use of two endoxylanases with different substrate selectivity for understanding arabinoxylan functionality in wheat flour breadmaking. **Cereal Chemistry**, v. 78, n. 5, p. 564-571, Sept. 2001. DOI: 10.1094/CCHEM.2001.78.5.564.

COURTIN, C. M.; ROELANTS, A.; DELCOUR, J. A. Fractionation-reconstitution experiments provide insight into the role of endoxylanases in bread-making. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 47, n. 5, p. 1870-1877, Apr. 1999. DOI: 10.1021/jf981178w.

COZANNET, P.; KIDD, M. T.; MONTANHINI NETO, R.; GERAERT, P.-A. Next-generation non-starch polysaccharide-degrading, multi-carbohydrase complex rich in xylanase and arabinofuranosidase to enhance broiler feed digestibility. **Poultry Science**, v. 96, n. 8, p. 2743-2750, Aug. 2017.

CSISZÁR, E.; URBÁNSZKI, K.; SZAKÁCS, G. Biotreatment of desized cotton fabric by commercial cellulase and xylanase enzymes. **Journal of Molecular Catalysis B: Enzymatic**, v. 11, n. 4-6, p. 1065-1072, Jan. 2001.

DAMIANO, V. B. BOCCHINI, D. A.; GOMES, E.; SILVA, R. da. Application of crude xylanase from *Bacillus licheniformis* 77-2 to the bleaching of eucalyptus Kraft pulp. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 19, n. 2, p. 139-144, Mar. 2003. DOI: 10.1023/A:1023244911314.

DEBYSER, W. PEUMANS, W. J.; VAN DAMMEA, E. J. M.; DELCOURA, J. A. *Triticum aestivum* xylanase inhibitor (TAXI), a new class of enzyme inhibitor affecting breadmaking performance. **Journal of Cereal Science**, v. 30, n. 1, p. 39-43, Apr. 1999. DOI: 10.1006/jcrs.1999.0272.

DHIMAN, S. S.; GARGA, G.; SHARMA, J.; MAHAJAN, R. Characterization of statistically produced xylanase for enrichment of fruit juice clarification process. **New Biotechnology**, v. 28, n. 6, p. 746-755, Oct. 2011.

DODD, D.; CANN, I. K. O. Enzymatic deconstruction of xylan for biofuel production. **GCB Bioenergy**, v. 1, n. 1, p. 2-17, Feb. 2009. DOI: 10.1111/j.1757-1707.2009.01004.x.

DRISS, D.; BHIRI, F.; SIELA, M.; BESSESS, S.; CHAABOUNI, S.; GHORBEL, R. Improvement of breadmaking quality by Xylanase GH11 from *Penicillium occitanis* Pol6. **Journal of Texture Studies**, v. 44, n. 1, p. 75-84, 2013. DOI: 10.1111/j.1745-4603.2012.00367.x.

DU, Y.; SHIA, P.; HUANGA, H.; ZHANG, X.; LUOA, H.; WANGA, Y.; YAOA, B. Characterization of three novel thermophilic xylanases from *Humicola insolens* Y1 with application potentials in the brewing industry. **Bioresource Technology**, v. 130, p. 161-167, Feb. 2013.

DUAN, S.; FENG, X.; CHENG, L.; PENG, Y. de.; ZHENG, K.; LIU, Z. Bio-degumming technology of jute bast by *Pectobacterium* sp. DCE-01. **AMB Express**, v. 6, n. 1, p. 86, Oct. 2016. DOI: 10.1186/s13568-016-0255-3.

DYK, J. S. van; PLETSCHEKE, B. I. A review of lignocellulose bioconversion using enzymatic hydrolysis and synergistic cooperation between enzymes – Factors affecting enzymes, conversion and synergy. **Biotechnology Advances**, v. 30, n. 6, p. 1458-1480, Nov.-Dec. 2012. DOI: 10.1016/j.biotechadv.2012.03.002.

EDA, S.; OHNISHI, A.; KATŌ, K. Xylan Isolated from the Stalk of *Nicotiana tabacum*. **Agricultural and Biological Chemistry**, v. 40, n. 2, p. 359-364, fev. 1976. DOI: 10.1080/00021369.1976.10862051.

EDWARDS, M. C.; DORAN-PETERSON, J. Pectin-rich biomass as feedstock for fuel ethanol production. **Applied Microbiology and Biotechnology**, *Aspergillus niger* xylanase in yeast: Application in breadmaking and in vitro digestion. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 79, p. 103-109, Aug. 2015. DOI: 10.1016/j.ijbiomac.2015.04.053.

EXPLORENZ: the enzyme database. Disponível em: <https://www.enzyme-database.org/query.php?name=xylanase>. Acesso em: 2 jul. 2020.

FAVERI, D. de; ALIAKBARIAN, B.; AVOGADRO, M.; PEREGO, P.; CONVERTI, A. Improvement of olive oil phenolics content by means of enzyme formulations: Effect of different enzyme activities and levels. **Biochemical Engineering Journal**, v. 41, n. 2, p. 149-156, Sept. 2008. DOI: 10.1016/j.bej.2008.04.007.

FIERENS, E.; ROMBOUTS, S.; GEBRUEERS, K.; GOESAERT, H.; BRIJS, K.; BEAUGRAND, J.; VOLCKAERT, G.; CAMPENHOUT, S. van; PROOST, P.; COURTIIN, C. M.; DELCOU, J. A. TLXI, a novel type of xylanase inhibitor from wheat (*Triticum aestivum*) belonging to the thaumatin family. **Biochemical Journal**, v. 403, n. 3, p. 583-591, 2007. DOI: 10.1042/BJ20061291.

FU, S.; LUCIA, L. A. Investigation of the chemical basis for inefficient lignin removal in softwood kraft pulp during oxygen delignification. **Industrial and Engineering Chemistry Research**, v. 42, n. 19, p. 4269-4276, Aug. 2003. DOI: 10.1021/ie030231p.

GALLARDO, Ó.; DIAZ, P.; PASTOR, F. I. J. Cloning and characterization of Xylanase a from the strain *Bacillus* sp. BP-7: comparison with alkaline pi-low molecular weight xylanases of Family 11. **Current Microbiology**, v. 48, n. 4, p. 276-279, Apr. 2004. DOI: 10.1007/s00284-003-4196-0.

GALLARDO, Ó.; FERNÁNDEZ-FERNÁNDEZ, M.; VALLS, C.; VALENZUELA, S. V.; BLANCA RONCERO, M.; VIDAL, T.; DÍAZ, P.; PASTOR, F. I. J. Characterization of a family GH5 xylanase with activity on neutral oligosaccharides and evaluation as a pulp bleaching aid. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 76, n. 18, p. 6290-6294, Sept. 2010. DOI: 10.1128/AEM.00871-10.

GANGA, M. A.; PIÑAGA, F.; VALLÉS, S.; RAMÓN, D.; QUEROL, A. Aroma improving in microvinification processes by the use of a recombinant wine yeast strain expressing the *Aspergillus nidulans* xlnA gene. **International Journal of Food Microbiology**, v. 47, n. 3, p. 171-178, Mar. 1999. DOI: 10.1016/S0168-1605(98)00202-5.

- GARG, G.; DHIMAN, S. S.; GAUTAMA, R.; MAHAJANA, R.; PATRAC, A. K.; SHARMA, J. Bioscouring of jute fabric by cellulase-free alkalo-thermostable xylanase from *Bacillus pumilus* ASH. **Journal of Molecular Catalysis B: Enzymatic**, v. 85-86, p. 43-48, Jan. 2013.
- GAWANDE, P. V.; KAMAT, M. Y. Production of aspergillus xylanase by lignocellulosic waste fermentation and its application. **Journal of Applied Microbiology**, v. 87, n. 4, p. 511-519, Dec. 1999. DOI: 10.1046/j.1365-2672.1999.00843.x.
- GEBRUERS, K.; DEBYSER, W.; GOESAERT, H.; PROOST, P.; VAN DAMME, J.; DELCOUR, J. A. Triticum aestivum L. endoxylanase inhibitor (TAXI) consists of two inhibitors, TAXI I and TAXI II, with different specificities. **Biochemical Journal**, v. 353, n. 2, p. 239-244, Jan. 2001. DOI: 10.1042/bj3530239.
- GOESAERT, H.; DEBYSER, W.; GEBRUERS, K.; PROOST, P.; VAN DAMME, J.; DELCOUR, J. A. Purification and partial characterization of an endoxylanase inhibitor from barley. **Cereal Chemistry Journal**, v. 78, n. 4, p. 453-457, July 2001. DOI: 10.1094/CCHEM.2001.78.4.453.
- GOESAERT, H.; GEBRUERS, K.; BRIJS, K.; COURTIN, C. M.; DELCOUR, J. A. XIP-type endoxylanase inhibitors in different cereals. **Journal of Cereal Science**, v. 38, n. 3, p. 317-324, Nov. 2003. DOI: 10.1016/S0733-5210(03)00046-8.
- GOMEZ, L. D.; STEELE-KING, C. G.; MCQUEEN-MASON, S. J. Sustainable liquid biofuels from biomass: the writing's on the walls. **The New phytologist**, v. 178, n. 3, p. 473-485, Mar. 2008. DOI: 10.1111/j.1469-8137.2008.02422.x.
- GRASSIN, C.; FAUQUEMBERGUE, P. Application of pectinases in beverages. **Progress in Biotechnology**, v. 14, n. C, p. 453-462, 1996. DOI: 10.1016/S0921-0423(96)802759.
- GUIMARÃES, M. C. A.; SERPA, J. D. M.; MASUI, D. C.; MARCHETTIA, C. R.; VERBISCK, N. V.; ZANOELOA, F. F.; RULLER, R.; GIANNESIA, G. C. Application of an endo-xylanase from *Aspergillus japonicus* in the fruit juice clarification and fruit peel waste hydrolysis. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 21, p. 101312, Sept. 2019.
- GUNATA, Y. Z.; BAYONOVE, C. L.; BAUMES, R. L.; CORDONNIER, R. E. The aroma of grapes I. Extraction and determination of free and glycosidically bound fractions of some grape aroma components. **Journal of Chromatography A**, v. 331, n. C, p. 83-90, 1985. DOI: 10.1016/0021-9673(85)80009-1.
- GUNATA, Z.; BITTEUR, S.; BRILLOUET, J. M.; BAYONOVE, C.; CORDONNIER, R. Sequential enzymic hydrolysis of potentially aromatic glycosides from grape. **Carbohydrate Research**, v. 184, n. C, p. 139-149, Dec. 1988. DOI: 10.1016/0008-6215(88)80012-0.
- GUNATA, Z.; DUGELAY, I.; SAPIS, J.-C.; BAUMES, R. L.; BAYONOVE, C. L. Action des glycosidases exogènes au cours de la vinification : libération de l'arôme a partir de précurseurs glycosidiques. **OENO One**, v. 24, n. 3, p. 133, Sept. 1990. DOI: 10.20870/oeno-one.1990.24.3.1231.
- GUO, G.; LIU, Z.; XU, J.; LIU, J.; DAI, X.; XIE, D.; PENG, K.; FENG, X.; DUAN, S.; ZHENG, K.; CHENG, L.; FU, Y. Purification and characterization of a xylanase from *Bacillus subtilis* isolated from the degumming line. **Journal of Basic Microbiology**, v. 52, n. 4, p. 419-428, Aug. 2012. DOI: 10.1002/jobm.201100262.
- HASHIMOTO, T.; NAKATA, Y. Synergistic degradation of arabinoxylan with α -l-arabinofuranosidase, xylanase and β -xylosidase from soy sauce koji mold, *Aspergillus oryzae*, in high salt condition. **Journal of Bioscience and Bioengineering**, v. 95, n. 2, p. 164-169, 2003. DOI: 10.1016/S1389-1723(03)80123-8.
- HEINZ, K. G. H.; ZANONI, P. R. S.; OLIVEIRA, R. R.; SILVA, R. M.; SIMÃO, T. L. L.; TRINDADE, F. J.; PEREIRA, L. M.; TAVARES, L. B. B.; GIONGO, A. Recycled paper sludge microbial community as a potential source of cellulase and xylanase enzymes. **Waste and Biomass Valorization**, v. 8, n. 6, p. 1907-1917, Sept. 2017. DOI: 10.1007/s12649-016-9792-x.
- HENRISSAT, B.; COUTINHO, P. M. Classification of Glycoside Hydrolases and Glycosyltransferases from Hyperthermophiles. v. 929, n. 1997, p. 183-201, 2001. DOI: 10.1016/S0076-6879(01)30375-0.
- HERNÁNDEZ, A.; KHOLIF, A. E.; ELGHANDOURA, M. M. Y.; CAMACHO, L. M.; CIPRIANO, M. M.; SALEM, A. Z. M.; CRUZA, H.; UGBOGUD, E. A. Effectiveness of xylanase and *Saccharomyces cerevisiae* as feed additives on gas emissions from agricultural calf farms. **Journal of Cleaner Production**, v. 148, p. 616-623, Apr. 2017. DOI: 10.1016/j.jclepro.2017.01.070.
- HILHORST, R.; DUNNEWIND, B.; ORSEL, R.; STEGEMAN, P.; VLIET, T. VAN.; GRUPPEN, H.; SCHOLS, H. A. Baking performance, rheology, and chemical composition of wheat dough and gluten affected by xylanase and oxidative enzymes. **Journal of Food Science**, v. 64, n. 5, p. 808-813, June 1999. DOI: 10.1111/j.1365-2621.1999.tb15917.x.
- HILPMANN, G.; BECHERAB, N.; PAHNERA, F. A.; KUSEMA, B.; MÄKI-ARVELA, P.; LANGE, R.; MURZIN, D. YU.; SALMI, T. Acid hydrolysis of xylan. **Catalysis Today**, v. 259, n. Part 2, p. 376-380, Jan. 2016. DOI: 10.1016/j.cattod.2015.04.044.

HSIEH YSY, H. P. Xylans of red and green algae: what is known about their structures and how they are synthesised ? **Polymers (Basel)**, v. 11, n. 2, p. 354, Feb. 2019. DOI: 10.3390/polym11020354.

IRFAN, M.; ASGHAR, U.; NADEEN, M.; NELOFER, R.; SYED, Q. Optimization of process parameters for xylanase production by *Bacillus* sp. in submerged fermentation science direct optimization of process parameters for xylanase production by *Bacillus* sp. in submerged. **Journal of Radiation Research and Applied Sciences**, v. 9, n. 2, p. 139-147, Apr. 2016. DOI: 10.1016/j.jrras.2015.10.008.

JACKSON, R. S. **Wine Science: Principles and applications**. 3rd ed. [Amsterdam] Elsevier, 2008. Disponível em: https://books.google.com.br/books?hl=pt-BR&lr=&id=IU4HO2FeWoEC&oi=fnd&pg=PP1&dq=Jackson,+R.S.,+1994.+Wine+science.+In:+Principles+and+Applications,+Academic+Press,+San+Diego,+CA,+220+pp.&ots=CO0pH8VYqW&sig=_SGIlc3MWgv0s3XybNjyFsUVBLY&redir_esc=y#v=onepage

JAIN, I.; KUMAR, V.; SATYANARAYANA, T. Xylooligosaccharides: an economical prebiotic from agroresidues and their health benefits. **Indian Journal of Experimental Biology**, v. 53, n. 3, p. 131-142, Mar. 2015.

JAVIER, P. F.; OSCAR, G.; SANZ-APARICIO, J.; DÍAZ, P. Xylanases: molecular properties and applications. **Industrial Enzymes**, n. A, p. 65-82, 2007. DOI: 10.1007/1-4020-5377-0_5.

JELACA, S. L.; HLYNKA, I. Water-binding capacity of wheat flour crude pentosans and their relation to mixing characteristics of dough. **Cereal Chemistry**, v. 48, n. 3, p. 211-222, 1971.

JIANG, Z. Q.; YANG, S. Q.; TAN, S. S.; LI, L. T.; LI, X. T. Characterization of a xylanase from the newly isolated thermophilic *Thermomyces lanuginosus* CAU44 and its application in bread making. **Letters in Applied Microbiology**, v. 41, n. 1, p. 69-76, May 2005b. DOI: 10.1111/j.1472-765X.2005.01725.x.

JIANG, Z.; LI, X.; YANG, S.; LI, L.; TAN, S. Improvement of the breadmaking quality of wheat flour by the hyperthermophilic xylanase B from *Thermotoga maritima*. **Food Research International**, v. 38, n. 1, p. 37-43, Jan. 2005a. DOI: 10.1016/j.foodres.2004.07.007.

JIN, Y.; ZHOU, X.-Q.; JIANG, W.-D.; WU, P.; LI, Y.; JIANG, J.; ZENG, Y.-Y.; KUANG, S.-Y.; TANG, L.; ZHANG, Y.-A.; FENG, L. Xylanase supplementation in plant protein enriched diets improves growth performance by optimizing the intestinal microflora and enhancing the intestinal immune function in grass carp grow out (*Ctenopharyngodon idella*). **Aquaculture Nutrition**, v. 26, n. 3, p. 781-800, Feb. 2020. DOI: 10.1111/anu.13038.

JORDAN, D. B.; WAGSCHAL, K. Properties and applications of microbial β -D-xylosidases featuring the catalytically efficient enzyme from *Selenomonas ruminantium*. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 86, n. 6, p. 1647-1658, Mar. 2010. DOI: 10.1007/s00253-010-2538-y.

KANG, Q.; APPELS, L.; TAN, T.; DEWIL, R. Bioethanol from Lignocellulosic Biomass : Current Findings Determine Research Priorities. **The Scientific World Journal**, v. 2014, Article ID, 13 p. DOI: 10.1155/2014/298153.

KARMAKAR, S. R. **Chemical Technology in the Pre-Treatment Processes Of Textiles**. Elsevier Science B.V. Amsterdam, The Netherlands [s.l.: s.n.]. v. 45 1999.

KATAKOJWALA, R.; MOHAN, S. V. A critical view on the environmental sustainability of biorefinery systems. **Current Opinion in Green and Sustainable Chemistry** v. 27, Article 100392, 2021. DOI: 10.1016/j.cogsc.2020.100392.

KHANDEPARKAR, R.; BHOSLE, N. B. Application of thermoalkalophilic xylanase from *Arthrobacter* sp. MTCC 5214 in biobleaching of kraft pulp. **Bioresource Technology**, v. 98, n. 4, p. 897-903, Mar. 2007. DOI: 10.1016/j.biortech.2006.02.037.

KHUSRO, A.; KALIYANA, B. K.; DHABIB, N. A.; ARASU, M. V.; AGASTIANA, P. Statistical optimization of thermo-alkali stable xylanase production from *Bacillus tequilensis* strain ARMAT1. **Electronic Journal of Biotechnology**, v. 22, p. 16-25, July 2016. DOI: 10.1016/j.ejbt.2016.04.002.

KIM, D. Y.; HAN, M. K.; OH, H.-W.; BAE, K. S.; JEONG, T. S.; KIM, S. U.; SHIN, D.-A.; KIM, I.-H.; YOUNG, H.-R.; SON, K. S.; PARK, H. Y. Bioresource Technology Novel intracellular GH10 xylanase from *Cohnella laeviribosi* HY-21: Biocatalytic properties and alterations of substrate specificities by site-directed mutagenesis of Trp residues. **Bioresource Technology**, v. 101, n. 22, p. 8814-8821, Nov. 2010. DOI: 10.1016/j.biortech.2010.06.023.

KIM, S. K.; SK, K. I. M.; BL, D. Bread staling studies. I. Effect of protein content on staling rate and bread crumb pasting properties. **Cereal Chemistry**, v. 54, n. 2, p. 207-215, 1977.

KIRK, O.; BORCHERT, T. V.; FUGLSANG, C. C. **Industrial enzyme applications** **Current Opinion in Biotechnology**, v. 13, n. 4, p. 345-351, Aug. 2002. DOI: 10.1016/s0958-1669(02)00328-2.

KNUDSEN, K. E. B. Fiber and nonstarch polysaccharide content and variation in common crops used in broiler diets. **Poultry Science Association**, v. 93, n. 9, July, 2014. DOI:10.3382/ps.2014-03902.

- KO, C. H.; LIN, Z.-P.; TU, J.; TSAI, C.-C.; CHEN, H.-T.; WANG, T.-P. Xylanase production by *Paenibacillus campinasensis* BL11 and its pretreatment of hardwood kraft pulp bleaching. **International Biodeterioration and Biodegradation**, v. 64, n. 1, p. 13-19, Jan. 2010. DOI: 10.1016/j.ibiod.2009.10.001.
- KOCABAS, D. S.; GUDER, S.; OZBEN, N. Estratégias de purificação e propriedades de uma xilanase de baixo peso molecular e sua aplicação na hidrólise de resíduos agrícolas. **Journal of Molecular Catalysis. B, Enzymatic**, n. 115, p. 66-75, 2015.
- KULKARNI, N.; SHENDYE, A.; RAO, M. Molecular and biotechnological aspects of xylanases. **FEMS Microbiology Reviews**, v. 23, n. 4, p. 411-456, July 1999. DOI: 10.1111/j.1574-6976.1999.tb00407.x.
- KULP; K. Effect of water-insoluble pentosan fraction of wheat endosperm on the quality of white bread. **Cereal Chemistry**, v. 40, p. 493-503, 1963.
- KUMAR, B. K.; BALAKRISHNAN, H.; RELE, M. V. Compatibility of alkaline xylanases from an alkaliphilic *Bacillus* NCL (87-6-10) with commercial detergents and proteases. **Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology**, v. 31, n. 2, p. 83-87, Feb. 2004. DOI: 10.1007/s10295-004-0119-8.
- KUMAR, S.; HAP. I.; PRAKASH, J.; SING, S. K.; MISHRA, S.; RAJ. R. Purification, characterization and thermostability improvement of xylanase from *Bacillus amyloliquefaciens* and its application in pre-bleaching of kraft pulp. **3 Biotech**, v. 7, n. 1, p. 1-12, Apr. 2017. DOI 10.1007/s13205-017-0615-y.
- KUMAR, V.; KUMAR, A.; PRATYOOSH, D. Engineering thermostable microbial xylanases toward its industrial applications. **Molecular Biotechnology**, v. 60, n. 3, p. 226-235, Jan. 2018. DOI: 10.1007/s12033-018-0059-6.
- LAURIKAINEN, T.; HÄRKÖNEN, H.; AUTIO, K.; POUTANEN, K. Effects of enzymes in fibre-enriched baking. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 76, n. 2, p. 239-249, Feb. 1998. DOI: 10.1002/(SICI)1097-0010(199802)76:2<239::AID-JSFA942>3.0.CO;2-L.
- LEE, C.; ZHONG, R.; RICHARDSON, E. A.; HIMMELSBACH, D. S.; MCPHAIL, B. T.; YE, Z.-H. The *PARVUS* gene is expressed in cells undergoing secondary wall thickening and is essential for glucuronoxylan biosynthesis. **Plant and Cell Physiology**, v. 48, n. 12, p. 1659-1672, 2007. DOI: 10.1093/pcp/pcm155.
- LEE, W. C.; YUSO, S.; HAMID, N. S. A.; BAHARINA, B. S. Optimizing conditions for enzymatic clarification of banana juice using response surface methodology (RSM). **Journal of Food Engineering**, v. 73, n. 1, p. 55-63, Mar. 2006. DOI: 10.1016/j.jfoodeng.2005.01.005.
- LENARDÃO, E. J.; FREITAG, R. A.; DABDOU, M. J.; FERREIRA, A. C.; SILVEIRA, C. da C. "Green chemistry" - Os 12 princípios da química verde e sua inserção nas atividades de ensino e pesquisa. **Química Nova**, v. 26, n. 1, Jan. 2003. Disponível em: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-40422003000100020&lng=en&nrm=iso&tlng=pt. Acesso em: 1 jul. 2020
- LENTING, H. B. M.; WARMOESKERKEN, M. M. C. G. A fast, continuous enzyme-based pretreatment process concept for cotton containing textiles. **Biocatalysis and Biotransformation**, v. 22, n. 5-6, p. 361-368, Sept. 2004. DOI: 10.1080/10242420400024557.
- LEYS, S.; PAULY, A.; DELCOUR, J. A.; COURTIN, C. M. Modification of the secondary binding site of xylanases illustrates the impact of substrate selectivity on bread making. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 64, n. 26, p. 5400-5409, June 2016. DOI: 10.1021/acs.jafc.6b01473.
- LEYS, S.; BONDT, Y. de; BOSMANS, G.; COURTIN, C. M. Assessing the impact of xylanase activity on the water distribution in wheat dough: A 1H NMR study. **Food Chemistry**, v. 325, Article 126828, Sept. 2020. DOI: 10.1016/j.foodchem.2020.126828.
- LI, P.; ZENG, Y.; XIE, Y.; LI, X.; KANG, Y.; WANG, Y.; XIE, T.; ZANGH, Y. Effect of pretreatment on the enzymatic hydrolysis of kitchen waste for xanthan production. **Bioresource Technology**, v. 223, p. 84-90, Jan. 2017. DOI: 10.1016/j.biortech.2016.10.035.
- LI, Y.; LU, J.; GU, G. Control of arabinoxylan solubilization and hydrolysis in mashing. **Food Chemistry**, v. 90, n. 1-2, p. 101-108, Mar.-Apr. 2005. DOI: 10.1016/j.foodchem.2004.03.031.
- LIU, W.; DONG, Z.; SU, DI; CHEN, Y.; WANG, S.; ZHU, J.; LIU, C. Bioconversion of kitchen wastes into bioflocculant and its pilot-scale application in treating iron mineral processing wastewater. **Bioresource Technology**, v. 288, p. 121505, Setp. 2019. DOI: 10.1016/j.biortech.2019.121505.
- LU, J.; LI, Y. Effects of arabinoxylan solubilization on wort viscosity and filtration when mashing with grist containing wheat and wheat malt. **Food Chemistry**, v. 98, n. 1, p. 164-170, 2006. DOI: 10.1016/j.foodchem.2005.05.060.
- MAAS, R. M.; VERDEJEM, M. C. J.; DERSJANT-LI, Y.; SCHARMA, J. W. The effect of phytase, xylanase and their combination on growth performance and nutrient utilization in Nile tilapia. **Aquaculture**, v. 487, p. 7-14, Feb. 2018. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2017.12.040.

- MALGAS, S.; MAFA, M. S.; MKABAYI, L.; PLETSCHKE, B. I. A mini review of xylanolytic enzymes with regards to their synergistic interactions during hetero-xylan degradation. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 35, n. 12, p. 1-13, Nov. 2019. DOI: 10.1007/s11274-019-2765-z.
- MANGAN, D.; CORNAGGIA, C.; LIADOVA, A.; DRAGA, A.; IVORY, R.; EVANS, D. E.; McLEARY, B. V. Development of an automatable method for the measurement of endo-1,4- β -xylanase activity in barley malt and initial investigation into the relationship between endo-1,4- β -xylanase activity and wort viscosity. **Journal of Cereal Science**, v. 84, p. 90-94, Nov. 2018. DOI: 10.1016/j.jcs.2018.10.003.
- MCDONALD, A. G.; BOYCE, S.; TIPTON, K. F. ExplorEnz: the primary source of the IUBMB enzyme list. **Nucleic Acids Research**, v. 37, p. D593-D597, Jan. 2009. Suppl. 1. DOI <https://doi.org/10.1093/nar/gkn582>.
- MCLAUCHLAN, W. R.; GARCIA-CONESA, M. T.; WILLIAMSON, G.; ROZA, M.; RAVESTEIN, P.; MAAT, J. A novel class of protein from wheat which inhibits xylanases1. **Biochemical Journal**, v. 338, n. 2, p. 441-446, 1999. DOI: 10.1042/bj3380441.
- MICHELIN, M.; PEIXOTO-NOGUEIRA, S. C.; BETINI, J. H. A.; SILVA, T. M. da; JORGE, J. A.; TERENCEZI, H. F.; POLIZELI, M. L. T. M Production and properties of xylanases from *Aspergillus terricola* Marchal and *Aspergillus ochraceus* and their use in cellulose pulp bleaching. **Bioprocess and Biosystems Engineering**, v. 33, n. 7, p. 813-821, Dec. 2010.
- MILAGRES, A. M. F.; PRADE, R. A. Production of xylanases from *Penicillium janthinellum* and its use in the recovery of cellulosic textile fibers. **Enzyme and Microbial Technology**, v. 16, n. 7, p. 627-632, July 1994. DOI: 10.1016/0141-0229(94)90130-9.
- MOID, M. M.; IDRIS, N.; OTHMAN, R.; WAHID, D. A. Development of xylanase as detergent additive to improve laundry application. **IOP Conference Series: Materials Science and Engineering**, v. 1092, n. 1, p. 12053, 2021. DOI: 10.1088/1757-899X/1092/1/01205.
- MOREIRA, L. R. S.; FILHO, E. X. F. An overview of mannan structure and mannan-degrading enzyme systems. **Applied microbiology and biotechnology**, v. 79, n. 2, p. 165-178, May 2008.
- MOTTA, F. L.; ANDRADE, C. C. P.; SANTANA, M. H. A. A Review of xylanase production by the fermentation of xylan: classification, characterization and applications. In: CHANDEL, A. (ed.). **Sustainable Degradation of Lignocellulosic Biomass - Techniques, Applications and Commercialization**. Mar. 2013. DOI: 10.5772/1490.
- MOURE, A.; GULLÓN, P.; DOMÍNGUEZ, D.; PARAJÓ, J. C. Advances in the manufacture, purification and applications of xylo-oligosaccharides as food additives and nutraceuticals. **Process Biochemistry**, v. 41, n. 9, p. 1913-1923, Sept. 2006. DOI: 10.1016/j.procbio.2006.05.011.
- NAGAR, S.; MITTAL, A.; GUPTA, V. K. Enzymatic clarification of fruit juices (apple, pineapple, and tomato) using purified *Bacillus pumilus* SV-85S xylanase. **Biotechnology and Bioprocess Engineering**, v. 17, n. 6, p. 1165-1175, 2012. DOI: 10.1007/s12257-012-0375-9.
- NEETA, K.; ABHAY, S.; MALA, R. Molecular and biotechnological aspects of xylanases. **FEMS Microbiology Reviews**, v. 23, n. 4, p. 411-456, July 1999. DOI: 10.1111/j.1574-6976.1999.tb00407.x.
- NG, C. H.; HE, J.; YANG, K. L. Purification and characterization of a GH11 xylanase from biobutanol-producing *Clostridium beijerinckii* G117. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, v. 175, n. 6, p. 2832-2844, 2015. DOI: 10.1007/s12010-014-1470-5.
- NIETO-DOMÍNGUEZ, M.; MARTÍNEZ-FERNÁNDEZ, J. A.; TORO, B. F. de.; MÉNDEZ-LÍTER, J. A.; CAÑADA, F. J.; PRIETO, A.; EUGENIO, L. I. de; MARTÍNEZ, M. J. Exploiting xylan as sugar donor for the synthesis of an antiproliferative xyloside using an enzyme cascade. **Microbial Cell Factories**, v. 18, n. 1, p. 1-12, Oct. 2019.
- NTAIKOU, I.; MENIS, N.; ALEXANDROPOULOU, M.; ANTONOPOULOU, G.; LIBERTATOS, G. Valorization of kitchen biowaste for ethanol production via simultaneous saccharification and fermentation using co-cultures of the yeasts *Saccharomyces cerevisiae* and *Pichia stipitis*. **Bioresource Technology**, v. 263, p. 75-83, Sept. 2018. DOI: 10.1016/j.biortech.2018.04.109.
- OCTAVE, S.; THOMAS, D. Biorefinery: Toward an industrial metabolism. **Biochimie**, v. 91, n. 6, p. 659-664, June 2009. DOI: 10.1016/j.biochi.2009.03.015.
- OHKOUCHI, Y.; INOUE, Y. Direct production of l(+)-lactic acid from starch and food wastes using *Lactobacillus manihotivorans* LMG18011. **Bioresource Technology**, v. 97, n. 13, p. 1554-1562, Sept. 2006. DOI: 10.1016/j.biortech.2005.06.004.
- OLFA, E.; MONDER, M.; ISSAM, S.; FERID, L.; NEJIB, N. N. Induction, properties and application of xylanase activity from *Sclerotinia Sclerotiorum* S2 fungus. **Journal of Food Biochemistry**, v. 31, n. 1, p. 96-107, Jan. 2007. DOI: 10.1111/j.1745-4514.2007.00101.x.

- OPIO, C.; GERBER, P.; MOTTET, A.; FALCUCCHI, A.; TEMPIO, G.; MACLEOD, M.; VELLINGA, T.; HENDERSON, B.; STENFELD, H. **Greenhouse gas emissions from ruminant supply chains – a global life cycle assessment**. Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2013. 191 p.
- PAL, A.; KHANUM, F. Efficacy of xylanase purified from *Aspergillus niger* DFR-5 alone and in combination with pectinase and cellulose to improve yield and clarity of pineapple juice. **Journal of Food Science and Technology**, v. 48, n. 5, p. 560-568, 2011b. DOI: 10.1007/s13197-010-0175-1.
- PAL, A.; KHANUM, F. Purification of xylanase from *Aspergillus niger* DFR-5: Individual and interactive effect of temperature and pH on its stability. **Process Biochemistry**, v. 46, n. 4, p. 879-887, Apr. 2011a. DOI: 10.1016/j.procbio.2010.12.009.
- PARAJÓ, J. C.; GARROTE, G.; CRUZ, J. M.; DOMINGUEZ, H. Production of xylooligosaccharides by autohydrolysis of lignocellulosic materials. **Trends in Food Science and Technology**, v. 15, n. 3, p.115-120 Mar.-Apr. 2004. DOI: 10.1007/s13197-010-0175-1.
- PARKER, M.; CAPONE, D. L.; FRANCIS, I. L.; HERDERICH, M. J. Aroma precursors in grapes and wine: flavor release during wine production and consumption. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 66, n. 10, p. 2281-2286, 2018. DOI: 10.1021/acs.jafc.6b05255.
- POLIAKOFF, M.; LICENCE, P. Sustainable technology: green chemistry. **Nature**, v. 6, Dec. 2007. DOI: 10.1038/450810a.
- POLIZELI, M. L. T. M.; RIZZATTI, A. C. S.; MONTI, R.; TERENCEZ, H. F.; JORGE, J. A.; AMORIM, D. S. Xylanases from fungi: properties and industrial applications. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 67, n. 5, p. 577-591, Jan. 2005. DOI: 10.1007/s00253-005-1904-7.
- POLLET, A.; DELCOUR, J. A.; COURTIN, C. M. Structural determinants of the substrate specificities of xylanases from different glycoside hydrolase families. **Critical Reviews in Biotechnology**, v. 30, n. 3, p. 176-191, 2010. DOI: 10.3109/07388551003645599.
- PRASERTSAN, P.; KHANGKHACHITA, W.; DUANGSUWANA, W.; MAMIMIN, C.; O-THONG, S. Direct hydrolysis of palm oil mill effluent by xylanase enzyme to enhance biogas production using two-steps thermophilic fermentation under non-sterile condition. **International Journal of Hydrogen Energy**, v. 42, n. 45, p. 27759-27766, Nov. 2017. DOI: 10.1016/j.ijhydene.2017.05.140.
- RAJKUMAR. Combined de sizing and scouring of cotton fabric using xylanase enzyme. **Journal of Textile Engineering & Fashion Technology**, v. 5, n. 6, 2019.
- RANALLI, A.; CONTENTO, S.; SCHIAVONE, C.; SIMONE, N. Malaxing temperature affects volatile and phenol composition as well as other analytical features of virgin olive oil. **European Journal of Lipid Science and Technology**, v. 103, n. 4, p. 228-238, Apr. 2001. DOI: 10.1002/1438-9312(200104)103:4<228::AID-EJLT228>3.0.CO;2-.
- RANALLI, A.; MATTIA, G. de. Characterization of olive oil produced with a new enzyme processing aid. **JAOCs, Journal of the American Oil Chemists' Society**, v. 74, n. 9, p. 1105-1113, Sept. 1997. DOI: 10.1007/s11746-997-0032-1.
- RAVINDRAN, R.; HASSAN, S. S.; WILLIAMS, G. A.; JAISWAL, A. K. A review on bioconversion of agro-industrial wastes to industrially important enzymes. **Bioengineering**, v. 5, n. 4, p. 93, Oct. 2018. DOI: 10.3390/bioengineering5040093.
- RAVINDRAN, R.; WILLIAMS, G. A.; JAISWAL, A. K. Spent coffee waste as a potential media component for xylanase production and potential application in juice enrichment. **Foods**, v. 8, n. 11, p. 585, Nov. 2019. DOI: 10.3390/foods8110585.
- REGIONAL, W. Feruloyl esterase. **Appl Biochem Biotechnol**, v. 133, p. 87-112, May 2006. DOI: 10.1385/ABAB:133:2:87.
- REIS, D.; VIAN, B. Helicoidal pattern in secondary cell walls and possible role of xylans in their construction. **Comptes Rendus Biologies**, v. 327, n. 9-10, p. 785-790, Sep.-Oct. 2004. DOI: 10.1016/j.crv.2004.04.008.
- RENSBURG, V. P.; STRAUSS, M. L. A.; LAMBRECHTS, M. G.; OTERO, R. R. C.; PRETORIUS, I. S. The heterologous expression of polysaccharidase-encoding genes with oenological relevance in *Saccharomyces cerevisiae*. **Journal of Applied Microbiology**, v. 103, n. 6, p. 2248-2257, July 2007. DOI: 10.1111/j.1365-2672.2007.03474.x.
- RODRIGUES, J. A. R. Do engenho à biorrefinaria: a usina de açúcar como empreendimento industrial para a geração de produtos bioquímicos e biocombustíveis. **Química Nova**, v. 34, n. 7, p. 1242-1254, 2011. DOI: 10.1590/S0100-40422011000700024 .
- ROSMINE, E.; SAINJAN, N. C.; SILVERTER, R.; ALINKKUNJU, A.; VARGHESE, S. A. Statistical optimisation of xylanase production by estuarine *Streptomyces* sp. and its application in clarification of fruit juice. **Journal of Genetic Engineering and Biotechnology**, v. 15, n. 2, p. 393-401, Dec. 2017. DOI: 10.1016/j.jgeb.2017.06.001.

ROUAU, X.; EL-HAYEK, M. L.; MOREAU, D. Effect of an enzyme preparation containing pentosanases on the bread-making quality of flours in relation to changes in pentosan properties. **Journal of Cereal Science**, v. 19, n. 3, p. 259-272, May 1994. DOI: 10.1006/jcrs.1994.1033.

SAHA, B. C. Hemicellulose bioconversion. **Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology**, v. 30, n. 5, p. 279-291, May 2003. DOI: 10.1007/s10295-003-0049-x.

Aspergillus niger MK981235 xylanase with extraction of anti-hepatotoxic, antioxidant, hypocholesterolemic and prebiotic *Corchorus olitorius* stems xylooligosaccharides. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 166, p. 677-686, Jan. 2021. DOI: 110.1016/j.ijbiomac.2020.10.225.

SANDRIM, V. C.; RIZATTI, A.; TEREZZIN, H. F.; JORGE, J. A.; MILAGRES, A. M. F.; POLIZELI, M. L. T. M. Purification and biochemical characterization of two xylanases produced by *Aspergillus caespitosus* and their potential for kraft pulp bleaching. **Process Biochemistry**, v. 40, n. 5, p. 1823-1828, Apr. 2005. DOI: 10.1016/j.procbio.2004.06.061.

SANTAMARÍA, R. I.; SOTO, C.; ZÚÑIGA, M. E.; CHAMY, R.; LÓPEZ-MUNGUÍA, A. Enzymatic extraction of oil from *Gevuina avellana*, the Chilean hazelnut. **Journal of the American Oil Chemists' Society**, v. 80, n. 1, p. 33-36, Jan. 2003. DOI: 10.1007/s11746-003-0646-8.

SANTOS, C. R. dos; GIUSEPPE, P. O. de.; SOUZA, F. H. M. de.; ZANPHORLIN, L. M.; DOMINGUES, M. N.; PIROLLA, R. A. S.; HONORATO, R. V.; TONOLI, P. S. L. de.; GOZZO, F. C.; MURAKAMI, M. T. The mechanism by which a distinguishing arabinofuranosidase can cope with internal di-substitutions in arabinoxylans. **Biotechnology for Biofuels**, v. 11, n. 1, p. 1-19, Aug. 2018. DOI: 10.1186/s13068-018-1212-y.

SARMIENTO, F.; PERALTA, R.; BLAMEY, J. M. Cold and hot extremozymes: industrial relevance and current trends. **Frontiers in Bioengineering and Biotechnology**, Oct. 2015. DOI: 10.3389/fbioe.2015.00148. Disponível em: www.frontiersin.org. Acesso em: dia mês ano.

SATO, Y.; FUKUDA, H.; ZHOU, Y.; MIKAMI, S.; Contribution of ethanol-tolerant xylanase G2 from *Aspergillus oryzae* on Japanese sake brewing. **Journal of Bioscience and Bioengineering**, v. 110, n. 6, p. 679-683, Dec. 2010. DOI: 10.1016/j.jbiosc.2010.07.015.

SHELLER, H. V.; ULVSKOV, P. Hemicelluloses. **Annual review of plant biology**, v. 61, p. 263-289, June 2010. DOI: 10.1146/annurev-arplant-042809-112315.

SCHINGOETHE, D. J.; STEGEMAN, G. A.; TREACHER, R. J. Response of lactating dairy cows to a cellulase and xylanase enzyme mixture applied to forages at the time of Feeding. **Journal of Dairy Science**, v. 82, n. 5, p. 996-1003, May 1999. DOI: 10.3168/jds.S0022-0302(99)75319-1.

SHAH, A. R.; SHAH, R. K.; MADAMWAR, D. Improvement of the quality of whole wheat bread by supplementation of xylanase from *Aspergillus foetidus*. **Bioresource Technology**, v. 97, n. 16, p. 2047-2053, Nov. 2006. DOI: 10.1016/j.biortech.2005.10.006.

SHAH, V.; CHARLTON, T.; KIM, J. R. Laboratory evolution of bacillus circulans xylanase inserted into pyrococcus furiosus maltodextrin-binding protein for increased xylanase activity and thermal stability toward alkaline pH. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, v. 184, p. 1232-1246, Oct. [2017]. DOI: 10.1007/s12010-017-2619-9.

SHARMA, R.; SHARMA, P. C.; RANA, J. C.; JOSHI, V. K. Improving the olive oil yield and quality through enzyme-assisted mechanical extraction, antioxidants and packaging. **Journal of Food Processing and Preservation**, v. 39, n. 2, p. 157-166, 2015. DOI: 10.1111/jfpp.122166.

SHEKHAR, C.; THAKUR, S. S.; SHELKE, S. K. Effect of exogenous fibrolytic enzymes supplementation on milk production and nutrient utilization in *Murrah buffaloes*. **Tropical Animal Health and Production**, v. 42, n. 7, p. 1465-1470, Oct. 2010. DOI: 10.1007/s11250-010-9578-2.

SHEU, W. H.-H.; LEE, I-Te; CHEN, W.; CHAN, Y-C. Effects of Xylooligosaccharides in Type 2 Diabetes Mellitus. **Journal of Nutritional Science and Vitaminology**, v. 54, n. 5, p. 396-401, 2008. DOI: 10.3177/jnsv.54.396.

SILVA, P. O. da; GUIMARÃES, M. C. A.; SERPA, J. D. M.; MASUI, D. C.; MARCHETTIA, C. R.; VERBISCK, N. V.; ZANOLOA, F. F.; RULLER, R.; GIANNESIA, G. C. Application of an endo-xylanase from *Aspergillus japonicus* in the fruit juice clarification and fruit peel waste hydrolysis. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 21, p. 101312, Sept. 2019.

SIMAIR, A. A.; QURESHI, A. S.; SIMAIR, S. P.; KHUSHK, I.; KLYKOL, S. P.; ALI, C. H.; LU, C. An integrated bioprocess for xylanase production from agriculture waste under open non-sterilized conditions: Biofabrication as fermentation tool. **Journal of Cleaner Production**, v. 193, p. 194-205, Aug. 2018. DOI: 10.1016/j.jclepro.2018.05.020.

SINGH, S.; MADLALA, A. M.; PRIOR, B. A. *Thermomyces lanuginosus*: Properties of strains and their hemicellulases. **FEMS Microbiology Reviews**, v. 27, n. 1, p. 3-16, Apr. 2003. DOI: 10.1016/S0168-6445(03)00018-4.

- SLADE, A. M.; HØJ, P. B.; MORRICE, N. A.; FINCHER, G. B. Purification and characterization of three (14)-beta-d-xylan endohydrolases from germinated barley. **European Journal of Biochemistry**, v. 185, n. 3, p. 533-539, Nov. 1989. DOI: 10.1111/j.1432-1033.1989.tb15146.x.
- SRINIVASAN, M. C.; RELE, M. V. Microbial xylanases for paper industry. **Current Science**, v. 77, n. 1, p. 137-142, July 1999.
- SRIVASTAVA, S.; KUMAR, A.; PANDEY, A.; PANDEY, A. Intensification of hydrogen production by *B. licheniformis* using kitchen waste as substrate. **International Journal of Hydrogen Energy**, v. 42, n. 34, p. 21659-21666, Aug. 2017. DOI: 10.1016/j.ijhydene.2017.06.140.
- STALIN, T. Ecofriendly application of cellulase and xylanase producing marine *Streptomyces clavuligerus* as enhancer in biogas production from waste. **African Journal of Environmental Science and Technology**, v. 6, n. 6, 2012. DOI: 10.5897/AJEST12.034.
- SUN, R. C.; SUN, X. F.; ZHANG, S. H. Quantitative determination of hydroxycinnamic acids in wheat, rice, rye, and barley straws, maize stems, oil palm frond fiber, and fast-growing poplar wood. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 49, n. 11, p. 5122-5129, 2001. DOI: 10.1021/jf010500r.
- THOMPSON, G.; SWAIN, J.; KAY, M.; FORSTERA, C. F. The treatment of pulp and paper mill effluent: A review. **Bioresource Technology**, v. 77, n. 3, p. 275-286, 2001. DOI: 10.1016/S0960-8524(00)00060-2.
- TIMELL, T. E. Wood Hemicelluloses: Part II. **Advances in Carbohydrate Chemistry**, v. 20, p. 409-483, 1965. DOI: 10.1016/S0096-5332(08)60304-5.
- TROGH, I.; SØRENSEN, J. F.; COURTIM, C. M.; DELCOUR, J. A. Impact of inhibition sensitivity on endoxylanase functionality in wheat flour breadmaking. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 52, n. 13, p. 4296-4302, June 2004. DOI: 10.1021/jf049958u.
- VALLEJO, L. H.; SALEM, A. Z. M.; CAMACHO, L. M.; KHOLIF, A. M.; MARIEZCURRENA, M. D.; CIPRIANO, M.; ALONSO, M. U.; OLIVARES PASCUAL, J.; LÓPEZ, S. Effects of xylanase supplementation on feed intake, digestibility and ruminal fermentation in Rambouillet sheep. **The Journal of Agricultural Science**, v. 154, n. 6, p. 1110-1117, 2016. DOI: 10.1017/S0021859616000216.
- VALLS, C.; RONCERO, M. B. Using both xylanase and laccase enzymes for pulp bleaching. **Bioresource Technology**, v. 100, n. 6, p. 2032-2039, Mar. 2009. DOI: 10.1016/j.biortech.2008.10.009.
- VANKAR, P. S.; SHUKLA, D.; WIJAYAPALA, S.; SAMANTA, A. K. Innovative silk dyeing using enzyme and *Rubia cordifolia* extract at room temperature. **Pigment and Resin Technology**, v. 46, n. 4, p. 296-302, July 2017.
- VAZ JÚNIOR, S. Sugarcane-Biorefinery. **Advances in biochemical engineering/biotechnology**, v. 166, p. 125-136, 2019. DOI: 10.1007/10_2016_70.
- VÁZQUEZ, M. J.; ALONSO, J. L.; DOMÍNGUES, H.; PARAJÓ, J. C. Xylooligosaccharides: manufacture and applications. **Trends in Food Science and Technology**, v. 11, n. 11, p. 387-393, Nov. 2000. DOI: 10.1016/S0924-2244(01)00031-0.
- VERAVERBEKE, W. S.; COURTIM, C. M.; VERBRUGGEN, I. M.; DELCOUR, J. A. Factors governing levels and composition of the sodium dodecyl sulphate-unextractable glutenin polymers during straight dough breadmaking. **Journal of Cereal Science**, v. 29, n. 2, p. 129-138, Mar. 1999. DOI: 10.1006/jcrs.1998.0232.
- VERJANS, P.; DORNEZ, E.; DELCOUR, J. A.; COURTIM, C. M.; Selectivity for water-unextractable arabinoxylan and inhibition sensitivity govern the strong bread improving potential of an acidophilic GH11 *Aureobasidium pullulans* xylanase. **Food Chemistry**, v. 123, n. 2, p. 331-337, Nov. 2010. DOI: 10.1016/j.foodchem.2010.04.039.
- VERMA, D.; SATYANARAYANA, T. Molecular approaches for ameliorating microbial xylanases. **Bioresource Technology**, v. 117, p. 360-367, Aug. 2012. DOI: 10.1016/j.biortech.2012.04.034.
- VIERHUIS, E.; SERVILI, M.; BALDIOLI, M.; SCHOLS, H. A.; VORAGEN, A. G. J.; MONTEDORO, G. Effect of enzyme treatment during mechanical extraction of olive oil on phenolic compounds and polysaccharides. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 49, n. 3, p. 1218-1223, Feb. 2001. DOI: 10.1021/jf000578s.
- VIKARI, L.; KANTELINEN, A.; SUNDQUIST, J.; LINKO, M. Xylanases in bleaching: From an idea to the industry. **FEMS Microbiology Reviews**, v. 13, n. 2-3, p. 335-350, Mar. 1994. DOI: 10.1111/j.1574-6976.1994.tb00053.x.
- VISIOLI, F.; GALLI, C. Olive oil phenols and their potential effects on human health. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 46, n. 10, p. 4292-4296, Sept. 1998. DOI: 10.1021/jf980049c.
- WANG, K.; YIN, J.; SHEN, D.; LI, N. Anaerobic digestion of food waste for volatile fatty acids (VFAs) production with different types of inoculum: Effect of pH. **Bioresource Technology**, v. 161, p. 395-401, June 2014. DOI: 10.1016/j.biortech.2014.03.088.

WANG, M.; VLIET, T. Van; HAMER, R. J. Evidence that pentosans and xylanase affect the re-agglomeration of the gluten network. **Journal of Cereal Science**, v. 39, n. 3, p. 341-349, May 2004. DOI: 10.1016/j.jcs.2003.12.003.

WANG, Q.; WANG, X.; WANG, X.; MA, H. Glucoamylase production from food waste by *Aspergillus niger* under submerged fermentation. **Process Biochemistry**, v. 43, n. 3, p. 280-286, Mar. 2008. DOI: 10.1016/j.procbio.2007.12.010.

WANG, X.; LUO, H.; YU, W.; MA, R.; YOU, S.; LIU, W.; HOU, L.; ZHENG, F.; XIE, X.; YAO, B. A thermostable *Gloeophyllum trabeum* xylanase with potential for the brewing industry. **Food Chemistry**, v. 199, p. 516-523, Mar. 2016. DOI: 10.1016/j.foodchem.2015.12.028.

WATANABE, T.; SUZUKI, K.; SATO, I.; MORITA, T.; KOIKE, H.; SHINOZAKI, Y.; UEDA, H.; KOITABASHI, M.; KITAMOTO, H. K. Simultaneous bioethanol distillery wastewater treatment and xylanase production by the phyllosphere yeast *Pseudozyma antarctica* GB-4(0). **AMB Express**, v. 5, n. 1, p. 36, June 2015.

WENNERBERG, A. **Encyclopedia of Toxicology (Third Edition)**. 2014. p. 628-630. DOI: 10.1016/B978-0-12-386454-3.00988-X.

WILKIE, K. C. B. The hemicelluloses of grasses and cereals. **Advances in Carbohydrate Chemistry and Biochemistry**, v. 36, p. 215-264, 1979. DOI: 10.1016/S0065-2318(08)60237-1.

WISEMAN, J.; NICOL, N. T.; NORTON, G. Relationship between apparent metabolisable (AME) values and in vivo/in vitro starch digestibility of wheat for broilers. **World's Poultry Science Journal**, v. 56, n. 4, p. 305-318, Sept. 2000. DOI: 10.1079/WPS20000022.

WU, Y. B.; RAVINDRAN, V. Influence of whole wheat inclusion and xylanase supplementation on the performance, digestive tract measurements and carcass characteristics of broiler chickens. **Animal Feed Science and Technology**, v. 116, n. 1-2, p. 129-139, Sept. 2004. DOI: 10.1016/j.anifeedsci.2004.02.011.

XIN, F.; HE, J. Characterization of a thermostable xylanase from a newly isolated *Kluyvera* species and its application for biobutanol production. **Bioresource Technology**, v. 135, p. 309-315, May 2013. DOI: 10.1016/j.biortech.2012.10.002.

XU, D.; HE, G.; MAI, K.; WANG, Q.; LI, M.; ZHOU, H.; XU, W.; SONG, F. Effect of fish meal replacement by plant protein blend on amino acid concentration, transportation and metabolism in juvenile turbot (*Scophthalmus maximus* L.). **Aquaculture Nutrition**, v. 23, n. 5, p. 1169-1178, Jan. 2017. DOI: 10.1111/anu.12486.

YANG, R.; XU, S.; WANG, Z.; YANG, W. Aqueous extraction of corncob xylan and production of xylooligosaccharides. **LWT - Food Science and Technology**, v. 38, n. 6, p. 677-682, Sept. 2005. DOI: 10.1016/j.lwt.2004.07.023.

YEGIN, S.; ALTINEL, B.; TULUK, K. A novel extremophilic xylanase produced on wheat bran from *Aureobasidium pullulans* NRRL Y-2311-1: Effects on dough rheology and bread quality. **Food Hydrocolloids**, v. 81, p. 389-397, Aug. 2018. DOI: 10.1016/j.foodhyd.2018.03.012.

YEOMAN, C. J.; HAN, Y.; DODD, D.; SCHROEDER, C. M.; MACKIE, R. I.; CANN, I. K. O. Thermostable enzymes as biocatalysts in the biofuel industry. **Advances in applied microbiology**, v. 70, p. 1-55, 2010. DOI: 10.1016/S0065-2164(10)70001-0.

YU, J. et al. High-level expression and enzymatic properties of a novel thermostable xylanase with high arabinoxylan degradation ability from *Chaetomium* sp. suitable for beer mashing. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 168, p. 223-232, 2021.

ZHANG, Y. P. Reviving the carbohydrate economy via multi-product lignocellulose biorefineries. **J Ind Microbiol Biotechnol**, v. 35, n. 5, p. 367-375, May 2008. DOI: 10.1007/s10295-007-0293-6.

ZHANG, Y.; YU, G.; LI, B.; MU, X.; PENG, H.; WANG, H. Hemicellulose isolation, characterization, and the production of xylo-oligosaccharides from the wastewater of a viscose fiber mill. **Carbohydrate Polymers**, v. 141, p. 238-243, May 2016. DOI: 10.1016/j.carbpol.2016.01.022.

ZHAO, L.; MENG, K.; SHI, P.; BAI, Y.; LUO, H.; HUANG, H.; WANG, P.; YAO, BIN. A novel thermophilic xylanase from *Achaetomium* sp. Xz-8 with high catalytic efficiency and application potentials in the brewing and other industries. **Process Biochemistry**, v. 48, n. 12, p. 1879-1885, Dec. 2013. DOI: 10.1016/j.procbio.2013.08.020.

ZHENG, W.; SCHINGOETHE, D. J.; STEGEMAN, G. A.; HIPPEN, A. R.; TREACHER, R. J. Determination of when during the lactation cycle to start feeding a cellulase and xylanase enzyme mixture to dairy cows. **Journal of Dairy Science**, v. 83, n. 10, p. 2319-2325, Oct. 2000. DOI: 10.3168/jds.S0022-0302(00)75119-8.

Embrapa

Agroenergia

