

大孔树脂-聚酰胺联用纯化桑葚花色苷

代文清¹, 张福娟², 纪秀凤¹, 于泳渤¹, 薛磊¹, 吕长鑫¹

(1.渤海大学 a.食品科学与工程学院 b.辽宁省食品安全重点实验室 c.生鲜农产品贮藏加工及安全控制技术国家地方联合工程研究中心, 辽宁 锦州 121013; 2.朝阳师范高等专科学校, 辽宁 朝阳 122000)

摘要: **目的** 为了得到纯度更高的桑葚花色苷。**方法** 以桑葚为研究对象, 比较 AB-8, D4020, D101, NKA-9, HPD100 等 5 种大孔树脂对桑葚花色苷吸附和解吸性能的影响, 确定最佳工艺条件。

结果 HPD100 大孔树脂是最合适的桑葚花色苷纯化物质, 测得吸附率和解吸率分别为 93.6%和 37.9%; 纯化工艺最佳条件为上样流速 1.5 mg/mL、上样 pH 值 2.4、乙醇体积 100 mL、洗脱流速 1.5 mg/mL、乙醇体积分数 70%, 在此条件下测得纯度为 35.15%。运用聚酰胺树脂进行 2 次纯化得到的最佳纯化条件为上样 pH 值 3.4、乙醇体积分数 70%, 在此条件下测得纯度为 50.76%。**结论** 此最佳纯化工艺条件能够有效提高桑葚花色苷的纯度, 为后续桑葚花色苷研究提供重要参考。

关键词: 桑葚; 花色苷; 纯化; 大孔树脂; 聚酰胺

中图分类号: TB484.9 **文献标识码:** A **文章编号:** 1001-3563(2021)19-0063-06

DOI: 10.19554/j.cnki.1001-3563.2021.19.009

Purification of Mulberry Anthocyanins by Macroporous Resin and Polyamide

DAI Wen-qing¹, ZHANG Fu-juan², JI Xiu-feng¹, YU Yong-bo¹, XUE Lei¹, LYU Chang-xin¹

(1a.School of Food Science and Engineering b.Food Safety Key Lab of Liaoning Province c.National & Local Joint Engineering Research Center of Storage, College of Food Science and Technology, Bohai University, Jinzhou 121013, China; 2.Chaoyang Teachers College, Chaoyang 122000, China)

ABSTRACT: This paper aims to obtain the higher purity of mulberry anthocyanin. Taking mulberry as the research object, the effects of five macroporous resins such as AB-8, D4020, D101, NKA-9 and HPD100 on the adsorption and desorption properties of mulberry anthocyanins were compared, and the optimum process conditions were determined. The results showed that HPD100 macroporous resin was the best for the purification of mulberry anthocyanin, and the adsorption and desorption rates were 93.6% and 37.9%, respectively. The best conditions for purification were: the flow rate of the sample was 1.5 mg/mL, the pH of the sample was 2.4, the volume of ethanol was 100 mL, the elution velocity was 1.5 mg/mL, the ethanol volume fraction was 70%, and the purity was 35.15%. The optimum purification conditions were obtained by using polyamide resin: pH 3.4, ethanol volume fraction 70%, purity of 50.76%. The optimum purification conditions can improve the purity of anthocyanin effectively, and provide important reference for the study of mulberry anthocyanin.

KEY WORDS: mulberry; anthocyanin; purification; macroporous resin; polyamide

收稿日期: 2021-03-09

基金项目: 国家重点研发计划专项 (2017YFD0400704); 辽宁省科学技术计划 (2020JH5/10100002)

作者简介: 代文清 (1996—), 男, 渤海大学硕士生, 主攻食品加工和安全。

通信作者: 吕长鑫 (1965—), 男, 渤海大学教授, 主要研究方向为果蔬贮藏加工和食品资源开发。

桑葚又称桑果^[1],是桑树的成熟性、聚合性多肉鲜果^[2],其味道鲜美、色泽悦目、热量低、营养高,被誉为“21世纪最佳保健果品”。桑葚富含氨基酸、脂肪酸、多酚、多糖、矿物质等生物活性物质^[3],具有抗肿瘤、抗氧化、预防心血管疾病等多种功效^[4-6]。

花色苷是一种水溶性天然色素^[7],为紫红色稠状液体,是桑葚的主要呈色物质^[8]。花色苷中含有黄酮类、有机酸、糖类等多种物质,需经分离和纯化等工艺,使其达到加工和贮藏的要求^[9]。花色苷因其独特结构而具有抑菌性和抗氧化性^[10-11],作为一种来源广泛、天然且能延长食品保质期的生物保鲜剂^[12],相较于化学合成保鲜剂,其更满足人们对绿色健康食品的要求,适合应用于延长产品贮藏期。传统花色苷的分离方法主要有凝胶层析、大孔树脂层析等^[13],文中筛选出最适的大孔树脂,并利用聚酰胺二次纯化,得到高纯度花色苷,以期桑葚花色苷进一步开发利用提供参考依据^[14]。

1 实验

1.1 材料和仪器

主要材料:桑葚,市售;AB-8, NKA-9, D4020, D101型大孔树脂,天津市光复精细化工研究所;大孔树脂 HPD100、聚酰胺树脂(80~100目),郑州勤实科技有限公司。

主要仪器:UV-2700紫外可见分光光度计,日本岛津有限公司;ALPHA1-2LD plus真空冷冻干燥机,北京奥创兴业有限公司;BT-100数显恒流泵,上海青浦沪西仪器厂。

1.2 方法

1.2.1 花色苷提取和测定方法

将桑葚捣碎后放入体积分数为80%的乙醇中,调节pH到3.0、料液比(g/mL)为1:15,在40℃下提取70 min,旋转蒸发浓缩后备用。称取5 mg矢车菊素-3-O-葡萄糖苷,于25 mL容量瓶定容,配置成标准溶液,分别取1.0, 2.0, 3.0, 4.0, 5.0 mL标准溶液定容,在514 nm处测得最大吸收峰,得到标准曲线方程 $y=4.401x-0.4097$, $R^2=0.9993$ 。

1.2.2 大孔树脂和聚酰胺预处理

大孔树脂在体积分数为95%的乙醇溶液中溶胀24 h,水洗至无醇味,再浸泡于质量分数为4%的NaOH溶液中12 h,洗至中性,最后在质量分数为4%的HCl溶液中浸泡12 h,洗至中性备用。

聚酰胺经体积分数为95%的乙醇溶液中溶胀24 h,水洗至无醇味,再浸泡于质量分数为4%的NaOH溶液中12 h,洗至中性,最后于质量分数为10%的醋酸溶液中浸泡12 h,洗至中性备用。

1.2.3 静态筛选大孔树脂

在大孔树脂中加入桑葚花色苷粗提液,充分吸附后计算吸附率。吸附后树脂加入体积分数为60%的乙醇,解吸后计算解吸率,确定最佳树脂,见式(1—2)。

$$X = \frac{A_0 - A_1}{A_0} \times 100\% \quad (1)$$

$$Y = \frac{A_2}{A_0 - A_1} \times 100\% \quad (2)$$

式中: X 为吸附率; Y 为解吸率; A_0 为吸附前溶液吸光度; A_1 为吸附后溶液吸光度; A_2 为滤液吸光度。

1.2.4 静态吸附和解吸动力学

测定1 mg/mL粗提液的吸光度,取1 g预处理后的大孔树脂放入250 mL锥形瓶中,然后加入50 mL粗提液,在30℃条件下于振荡器中连续振荡,每0.5 h计算吸附率,绘制大孔树脂静态吸附动力学曲线;称取1 g吸附桑葚花色苷的饱和树脂,加入50 mL体积分数为60%乙醇溶液于锥形瓶中,在30℃条件下于振荡器中连续振荡,每0.5 h计算解吸率,绘制大孔树脂静态解吸动力学曲线。

1.2.5 动态实验条件确定

以吸附率 X 为指标,确定上样流速和上样pH最佳条件;以解吸率 Y 为指标,确定乙醇体积分数和洗脱流速最佳条件。

取1 mg/mL桑葚花色苷水溶液,并测定吸光度,调节花色苷溶液pH到2.4,花色苷溶液分别以0.5, 1.0, 1.5, 2.0, 2.5 mL/min通过层析柱,从而确定上样流速。取1 mg/mL桑葚花色苷水溶液,并测定吸光度,调节花色苷溶液pH到1.8, 2.4, 3.0, 3.6, 4.2,以1.5 mL/min上样,确定上样pH^[15],计算其吸附率。取1 mg/mL桑葚花色苷水溶液,并测定吸光度,调节花色苷溶液pH到2.4,上样体积为90 mL,以1.5 mL/min上样使其吸附饱和,再选用体积分数为40%, 50%, 60%, 70%, 80%的乙醇进行洗脱,确定乙醇体积分数。取1 mg/mL的桑葚花色苷水溶液,并测定吸光度,调节花色苷溶液pH到2.4,上样体积为90 mL,以1.5 mL/min上样,使其吸附饱和,调节体积分数为70%的乙醇pH到3.0,以0.5, 1.0, 1.5, 2.0, 2.5 mL/min进行洗脱,确定洗脱流速。计算吸附率 X 和解吸率 Y ,见式(3—4)。

$$X = \frac{C_0V_0 - C_1V_1}{C_0V_0} \times 100\% \quad (3)$$

$$Y = \frac{C_2V_2}{C_0V_0 - C_1V_1} \times 100\% \quad (4)$$

式中: C_0 为上样花色苷质量浓度(mg/mL); C_1 为流出液花色苷质量浓度(mg/mL); C_2 为解吸后流出液花色苷浓度(mg/mL); V_0 为上样液体积(mL); V_1 为流出液体积(mL); V_2 为洗脱液体积(mL)。

1.2.6 泄露曲线和洗脱曲线

称取预处理后的树脂，采用湿法装柱，取 1 mg/mL 桑葚花色苷水溶液，调节其 pH 到 2.4，以 1.5 mL/min 上样，当流出液吸光度达到初始吸光度 1/10 时，再收集 2 管（20 mL）后停止上样。

称取树脂，采用湿法装柱，调节桑葚花色苷溶液 pH 到 2.4，以 1.5 mL/min 上样吸附饱和，用体积分数为 70%的乙醇洗脱，每 10 mL 测定 1 次吸光度，当浓度稳定时，测初纯物的纯度，见式（5）。

$$\text{花色苷纯度} = \frac{CV}{m} \times 100\%$$

(5)

式中：C 为花色苷质量浓度（mg/mL）；V 为花色苷溶液体积（mL）；m 为样品质量（mg）。

1.2.7 聚酰胺柱纯化

取 1 mg/mL 花色苷溶液，调节提取液 pH 到 1.6，2.2，2.8，3.4，4.0，以 1.5 mL/min 上样，确定其上样 pH。调节提取液 pH 到 3.4，将体积分数为 40%，50%，60%，70%，80%的乙醇溶液以 1.5 mL/min 洗脱，测其纯度。

2 结果和分析

2.1 树脂静态吸附和解吸结果分析

2.1.1 大孔树脂筛选结果分析

不同树脂的静态吸附率和解吸率有很大差别。花色苷属于弱极性化合物，其分子结构中的糖苷键和羟基易被弱极性或非极性树脂吸附。由表 1 可知，吸附率较高的树脂为 HPD100 和 D101，均超过了 84%，HPD100 大孔树脂吸附率为 93.6%。解吸率较高的树脂是 D4020 和 HPD100，均达到 37.5%以上，HPD100 大孔树脂解吸率为 37.9%。综合考虑，选取 HPD100 大孔吸附树脂进行桑葚花色苷的吸附和解吸实验。

表 1 不同树脂的吸附和解吸效果
Tab.1 Adsorption and desorption effects of different resins

树脂型号	吸附率/%	解吸率/%
AB-8	30.15±1.52	23.22±1.23
HPD100	93.62±2.89	37.92±1.78
D4020	82.94±2.79	41.23±1.12
D101	84.37±2.24	37.65±2.09
NKA-9	28.86±1.01	25.67±1.68

2.1.2 静态吸附动力学曲线分析

由图 1 可知，随着时间增加，吸附率逐渐增大，1.0 h 后吸附率趋于平衡，说明在 1.0 h 时桑葚花色苷在 HPD100 大孔树脂上的吸附达到饱和，由此静态吸附平衡时间应取 1.0 h。

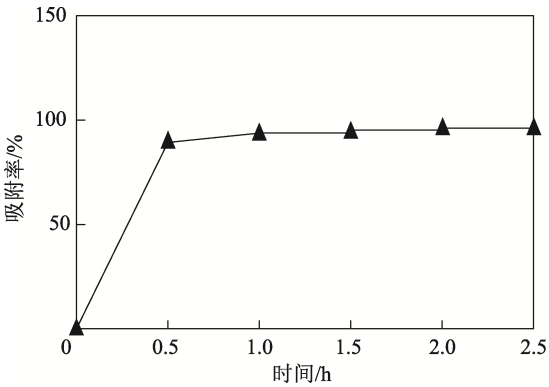


图 1 时间对吸附率的影响
Fig.1 Effect of time on adsorption rate

2.1.3 静态解吸动力学曲线分析

由图 2 可知，随着时间的增加，大孔树脂对桑葚花色苷的解吸率逐渐上升，0.5 h 后趋于平衡，解吸率变化不大，说明在 0.5 h 时桑葚花色苷解吸完全，由此确定静态解吸平衡时间为 0.5 h。

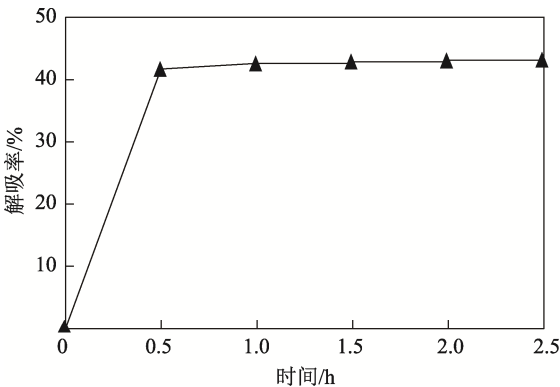


图 2 时间对解吸率的影响
Fig.2 Effect of time on desorption rate

2.2 树脂动态吸附和解吸结果分析

2.2.1 上样流速对吸附率影响分析

流速决定花色苷与树脂的接触时间，使得吸附率发生变化。首先调节花色苷溶液 pH 到 2.4 进行上样，实验结果见图 3，吸附率随上样流速的增加而逐渐减小，分析原因：当流速较低时，花色苷分子在大孔树脂表面具有良好的电子共享作用力或分子间作用力，吸附效率和分子间扩散效率增加^[16]。流速 1.0 mL/min 与 1.5 mL/min 对应的吸附率之间无显著差异，流速太慢会影响实验效率，虽然流速过大节约了上样时间，提高了效率，但与树脂接触不够充分，造成样液损失，导致吸附量降低。由此选 1.5 mL/min 为最佳上样流速。

2.2.2 上样 pH 对吸附率影响分析

由图 4 可知，以 1.5 mL/min 进行上样，当上样

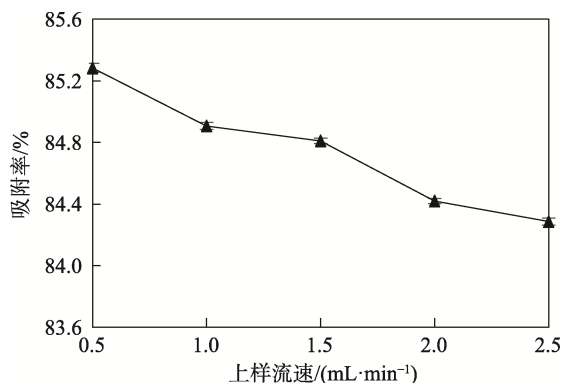


图3 上样流速对吸附率的影响

Fig.3 Effect of loading velocity on adsorption rate

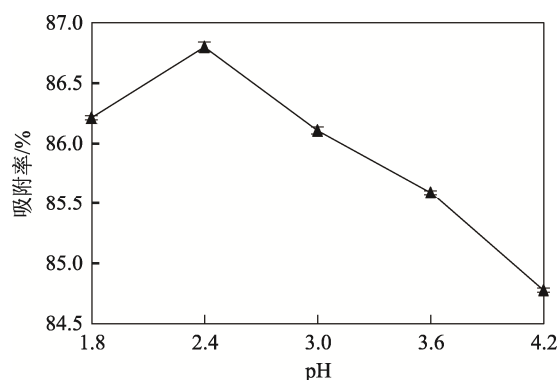


图4 上样 pH 对吸附率的影响

Fig.4 Effect of loading pH on adsorption rate

pH 为 1.8~2.4 时,吸附率随着上样 pH 的增加而增大。当上样 pH 达到 2.4 时,达到最大吸附率 (86.78%),之后吸附率逐渐降低,原因可能是花色苷属于多羟基酚类物质,花色苷溶液 pH 增大,酚羟基中氢离子易解离,分子极性变大,亲水性增强,不易被树脂吸附。为保持其稳定并达到良好的效果,选择最佳上样 pH 为 2.4。

2.2.3 乙醇体积分数对解吸率影响分析

充分考虑到实际生产应用中食品的安全性,选择乙醇作为此实验的洗脱剂。调节花色苷溶液 pH 到 2.4,上样体积为 90 mL,以 1.5 mL/min 上样,使其吸附饱和,见图 5,当体积分数为 40%~70%时,随着体积分数的增加,解吸率略有升高。当体积分数达到 70%时,达到最大解吸率 (47.34%),之后花色苷解吸率迅速下降,可能是由于样液中的水溶性杂质被洗脱下来,故确定乙醇最佳洗脱体积分数为 70%。

2.2.4 洗脱流速对解吸率影响分析

调节花色苷溶液 pH 到 2.4,上样体积为 90 mL,以 1.5 mL/min 上样,使其吸附饱和,用体积分数为 70%的乙醇溶液进行洗脱,结果见图 6,当流速为 0.5~1.5 mL/mg 时,解吸率降低的幅度较小,流速为 1.5~2.5 mL/min 时,解吸率升高的幅度增大。若洗脱

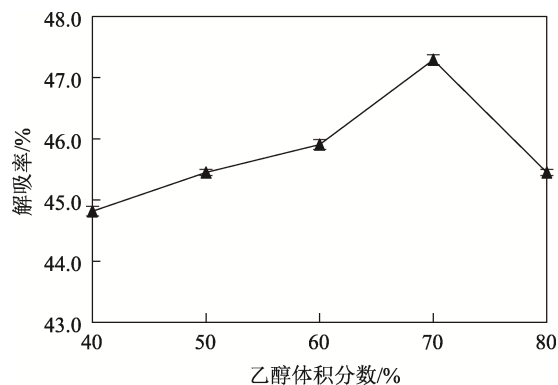


图5 乙醇体积分数对解吸率影响

Fig.5 Effect of ethanol volume fraction on desorption rate

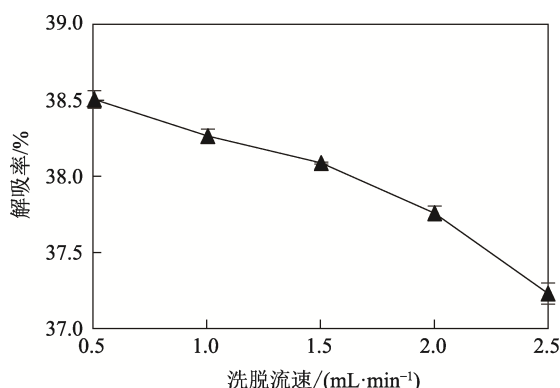


图6 洗脱流速对解吸率影响

Fig.6 Effect of elution flow rate on desorption rate

流速过大,乙醇溶液与花色苷不能充分作用,不利于花色苷洗脱;若洗脱流速较小,生产周期会变长,增加生产成本。当洗脱流速为 1.5 mL/min 时,解吸率达到 38.10%,考虑提高实验效率和解吸率,选择 1.5 mL/min 为最佳洗脱流速。

2.2.5 泄露曲线绘制结果和分析

上样量是影响树脂吸附效果的重要原因,当上样量较少时,树脂无法达到吸附饱和效果,产率较低;上样量较多时,树脂达吸附饱和后无法继续进行吸附,导致样液流出且浪费。由图 7 可知,随着管数的增加,流出液中花色苷浓度随着上样液体积的增加而增加,在 0~10 管时浓度逐渐增大,当大于 10 管时桑葚花色苷浓度变化趋于平缓,大于 40 管时花色苷浓度迅速增加,当流出液吸光值达到上样液吸光值的 1/10 时即为泄露。

2.2.6 洗脱曲线结果和分析

由图 8 可知,当收集 1~4 管时,桑葚花色苷浓度随着乙醇溶液体积的增加无明显变化,当乙醇溶液体积达到 50 mL 时,花色苷的质量浓度达到最大 (5.70 mg/mL),之后花色苷的质量浓度随着乙醇溶液体积的增加而逐渐减小,当管数收集到第 10 管时,乙醇溶液体积达到 100 mL 以后,花色苷的质量浓度基本

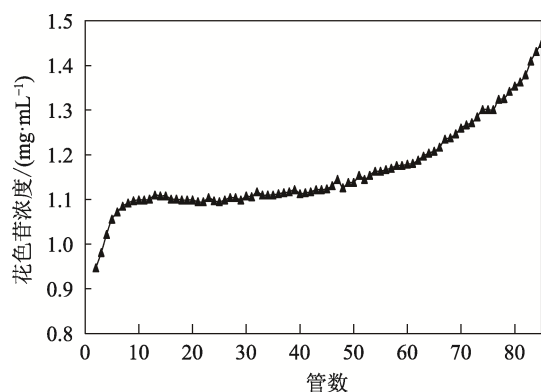


图 7 泄露曲线
Fig.7 Leakage curve

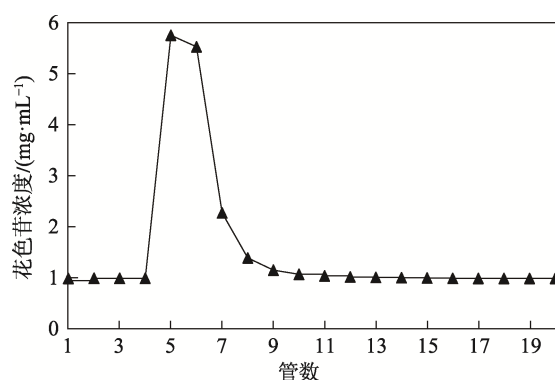


图 8 洗脱曲线
Fig.8 Elution curve

稳定在 0.99 mg/mL。虽然流出液中仍含少量花色苷，但是为了提高纯化效率，放弃后期洗脱液的收集^[17]。由此选择 100 mL 为最佳洗脱体积。

2.3 聚酰胺柱纯化结果和分析

2.3.1 聚酰胺上样 pH 对吸附率影响分析

由图 9 可知，上样 pH 为 1.6~3.4 时，吸附率随着上样 pH 的增加而逐渐增大，原因可能是花色苷分子中含有多个酚羟基，在较低 pH 下与聚酰胺分子结合，此时结构较稳定^[18]，在酸性条件下易被吸附；当上样 pH 达到 3.4 时，达到最大吸附率 (65.03%)；当上样 pH 大于 3.4 时，吸附率降低，此时酚羟基的阳离子分子极性变大，不易被吸附。由此选择最佳上样 pH 为 3.4。

2.3.2 聚酰胺乙醇体积分数对解吸率影响

不同体积分数乙醇溶液对聚酰胺和桑葚花色苷的作用力不同，洗脱效果不同，需考虑乙醇体积分数对聚酰胺中花色苷的洗脱效果。由图 10 可知，当乙醇体积分数为 40%~70% 时，解吸率不断升高，可能因为乙醇为极性溶剂，随着乙醇体积分数的增大，溶液极性变大，从而对花色苷的作用力加强，导致解吸率升高；当乙醇体积分数达到 70% 时，出现峰值，其最大解吸率为 83.50%，随着乙醇体积分数的增加，解

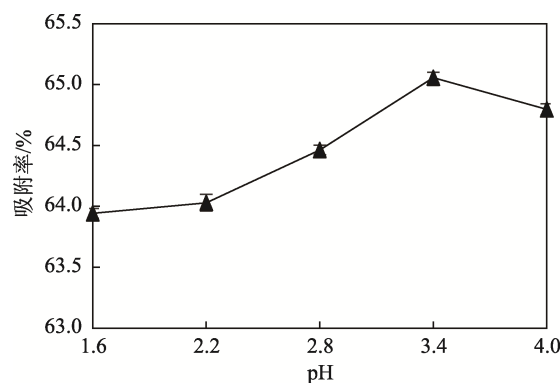


图 9 上样 pH 对吸附率的影响
Fig.9 Effect of loading pH on adsorption rate

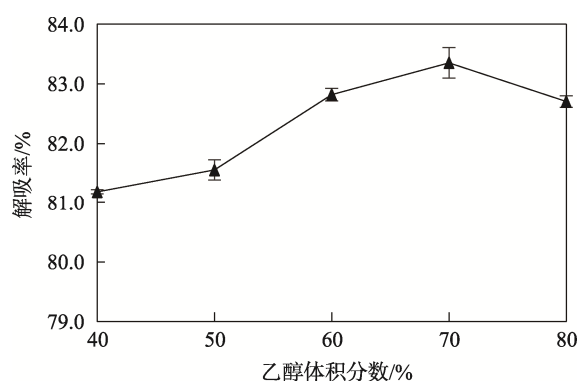


图 10 乙醇体积分数对解吸率的影响
Fig.10 Effect of ethanol volume fraction on desorption rate

吸率反而下降。由此确定最佳洗脱体积分数为 70%。

2.4 桑葚花色苷纯度测定结果分析

桑葚花色苷粗提液中水溶性小分子物质经处理后得桑葚花色苷纯化物，大孔树脂和聚酰胺纯化后的纯度分别为 35.15% 和 50.76%。经过聚酰胺二次纯化后，纯度提高了 15.61%，说明经大孔树脂纯化的桑葚花色苷再经聚酰胺二次纯化后，有效提高了桑葚花色苷纯度。

3 结语

通过吸附和解吸实验得到吸附率和解吸率分别为 93.6% 和 37.9%，确定 HPD100 型大孔树脂为实验最适树脂。纯化工艺：上样流速为 1.5 mg/mL，上样 pH 为 2.4，乙醇体积为 100 mL，洗脱流速为 1.5 mg/mL，乙醇体积分数为 70%，经冷冻干燥测得桑葚花色苷纯度为 35.15%。运用聚酰胺树脂二次纯化花色苷的最佳条件：上样 pH 为 3.4，乙醇体积分数为 70%，在此条件下测得纯度为 50.76%。结合新型保鲜剂或处理方式，探究桑葚花色苷保鲜优势，把桑葚花色苷保鲜作用更好地应用于新产品中，对于延长产品的贮藏期有良好的发展前景。

参考文献:

- [1] 李鹏, 马剑, 张宏志, 等. 超高压辅助提取桑葚花色苷及其抗氧化活性研究[J]. 食品研究与开发, 2021, 42(2): 109—115.
LI Peng, MA Jian, ZHANG Hong-zhi, et al. Study on Ultra-High Pressure-Assisted Extraction of Anthocyanins from Mulberry and Its Antioxidant Activity[J]. Food Research and Development, 2021, 42(2): 109—115.
- [2] YOU Yi-lin, LI Na, HAN Jie-long, et al. Influence of Tannin Extract and Yeast Extract on Color Preservation and Anthocyanin Content of Mulberry Wine[J]. Journal of Food Science, 2018, 83(4): 1084—1093.
- [3] ZHANG L, FAN G, KHAN M A, et al. Ultrasonic-Assisted Enzymatic Extraction and Identification of Anthocyanin Components from Mulberry Wine Residues[J]. Food Chemistry, 2020, 323(9): 126714.
- [4] TSUDA T. Dietary Anthocyanin-Rich Plants: Biochemical Basis and Recent Progress in Health Benefits Studies[J]. Molecular Nutrition & Food Research, 2012, 56(1): 159—170.
- [5] CHANG J J, HSU M J, HUANG H P, et al. Mulberry Anthocyanins Inhibit Oleic Acid Induced Lipid Accumulation by Reduction of Lipogenesis and Promotion of Hepatic Lipid Clearance[J]. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 2013, 61(25): 6069—6076.
- [6] RAMAN S T, GANESHAN K P G, CHEN C, et al. In Vitro and Vivo Antioxidant Activity of Flavonoid Extracted from Mulberry Fruit(Morus Alba L)[J]. Pharmacognosy Magazine, 2016, 12(46): 128—133.
- [7] 薛宏坤, 李鹏程, 钟雪, 等. 高速逆流色谱分离纯化桑葚花色苷及其抗氧化活性[J]. 食品科学, 2020, 41(15): 96—104.
XUE Hong-kun, LI Peng-cheng, ZHONG Xue, et al. Separation and Purification of Anthocyanins from Mulberry Fruit by High-Speed Counter-Current Chromatography and Their Antioxidant Activity[J]. Food Science, 2020, 41(15): 96—104.
- [8] 米聪. 紫薯中花色苷的提取纯化及稳定性研究[D]. 厦门: 集美大学, 2014: 2—3.
MI Cong. Study on Extraction, Purification and Stability of Anthocyanins from Purple Sweet Potato[D]. Xiamen: Jimei University, 2014: 2—3.
- [9] 曹少谦, 刘亮, 张超, 等. 桑葚花色苷的分离纯化及其热降解动力学研究[J]. 中国食品学报, 2015, 15(5): 54—62.
CAO Shao-qian, LIU Liang, ZHANG Chao, et al. Purification and Thermal Degradation Kinetics of Anthocyanins from Mulberry[J]. Journal of Chinese Food, 2015, 15(5): 54—62.
- [10] JOHANNINGSMEIER S D, HARRIS G K. Pomegranate as a Functional Food and Nutraceutical Source[J]. Annual Review of Food Science & Technology, 2011, 2(1): 181.
- [11] YONG Hui-min, WANG Xing-chi, ZHANG Xin, et al. Effects of Anthocyanin-Rich Purple and Black Eggplant Extracts on the Physical, Antioxidant and pH-Sensitive Properties of Chitosan Film[J]. Food Hydrocolloids, 2019, 94(9): 93—104.
- [12] 卫春会, 张兰兰, 邓杰, 等. 桑葚花青素超声波辅助提取工艺优化[J]. 食品工业, 2020, 41(12): 96—100.
WEI Chun-hui, ZHANG Lan-lan, DENG Jie, et al. Optimization of Ultrasonic Assisted Extraction Process for Anthocyanins of Mulberry[J]. Food Industry, 2020, 41(12): 96—100.
- [13] LIU Liang. Purification and Structural Identification of Anthocyanins and Oligomeric Flavanols from Litchi Pericarp[J]. Journal of Chinese Institute of Food Science & Technology, 2013, 13(4): 191—201.
- [14] 王玮, 沈静, 姚军. 新疆野生櫻桃李果皮中花色苷纯化工艺及体外抗氧化活性[J]. 食品科技, 2018, 43(2): 247—252.
WANG Wei, SHEN Jing, YAO Jun. Purification Process and Antioxidant Activity of Anthocyanins from *Prunus Cerasifera* Peel[J]. Food Science and Technology, 2018, 43(2): 247—252.
- [15] 于海鑫, 张秀玲, 高诗涵, 等. 紫苏叶花色苷微波辅助提取工艺优化及其抗氧化活性[J]. 食品工业, 2019, 40(10): 51—55.
YU Hai-xin, ZHANG Xiu-ling, GAO Shi-han, et al. Optimization of Microwave-Assisted Extraction of Anthocyanin from Perilla Leaves and Its Antioxidant Activity[J]. Food industry, 2019, 40(10): 51—55.
- [16] LEE J, WROLSTAD R E. Extraction of Anthocyanins and Polyphenolics from Blueberry Processing Waste[J]. Journal of Food Science, 2010, 69(7): 564—573.
- [17] 纪秀凤, 芦宇, 刘海春, 等. 大孔树脂-聚酰胺分离纯化红树莓籽低聚原花青素及其体外模拟胃、肠消化[J]. 中国食品学报, 2020, 20(6): 173—180.
JI Xiu-feng, LU Yu, LIU Hai-chun, et al. Separation and Purification of Oligomeric Proanthocyanidins from Red Raspberry Seeds by Macroporous Adsorption Resin and Polyamide and Its Simulated Gastrointestinal Digestion in Vitro[J]. Chinese Journal of Food, 2020, 20(6): 173—180.
- [18] 王雅琼, 王远辉, 张宾聿, 等. 黑树莓花色苷分离、纯化与抗氧化活性[J]. 粮食与油脂, 2019, 32(3): 80—85.
WANG Ya-qiong, WANG Yuan-hui, ZHANG Bing-yu, et al. Separation, Purification and Antioxidant Activity of Black Raspberry Anthocyanins[J]. Cereals and Oils, 2019, 32(3): 80—85.