



UNIVERSITAT
POLITÈCNICA
DE VALÈNCIA



ESCUELA TÉCNICA
SUPERIOR INGENIERÍA
INDUSTRIAL VALENCIA

TRABAJO FIN DE MASTER EN INGENIERÍA QUÍMICA

DISEÑO DE UNA PLANTA PARA LA RECUPERACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS MEDIANTE COMBINACIÓN DE DIGESTIÓN ENZIMÁTICA, EXTRACCIÓN SÓLIDO-LÍQUIDO Y TECNOLOGÍA DE MEMBRANAS A PARTIR DE 200 T/AÑO DE RESIDUOS SÓLIDOS OBTENIDOS EN EL PROCESO DE ELABORACIÓN DE VINO

AUTOR: ROBERTO MORALES GÓMEZ

TUTORA:

Curso Académico: 2020-21

AGRADECIMIENTOS

Este apartado me hace “gracias” (chistaco para empezar), ya que todos solemos poner lo mismo, pero siempre le echo un ojo al de cualquier trabajo por si veo algo interesante. No es que la comunicación sea mi fuerte... bueno, en realidad no sé si tengo de eso 🤔 Aún así, espero sacarle la sonrisa a algún insensato que quiera mirar este proyecto.

Bueno, ahora vamos a la parte de peloteo. No, en serio, ¡Que os quiero mucho! 🥰

Ya sabéis que, con lo despistado que soy, me puedo dejar a alguien, así que mejor generalizo un poco.

Siempre me ha gustado la idea de ayudar, me ha hecho sentir satisfecho. Obsesionarme con lograrlo de alguna manera concreta me ha llevado a frustraciones, así que os aconsejo tener la mente abierta a cualquier posibilidad, aunque no perdáis de vista las formas de colaborar que más os interesan. Tenemos que mejorar juntos como sea.

Ánimo a todo el que lea esto y, si corresponde, gracias por ayudar a hacer un mundo mejor, seas quien seas.

En este tiempo de tanto esfuerzo y tropiezos continuos, incluso más diría yo, de ir a rastras casi todo el tiempo, donde apenas ha habido luz, he tenido la suerte de contar con personas que siempre tendrán su lugar en mí.

Gracias a mi tutora por querer serlo.

Gracias, familiares y amigos en quienes sabía que podía confiar, y así ha sido.

Gracias a los que, aunque en este momento no estáis cerca, lo habéis estado, y os aseguro que lo volveréis a estar.

Y gracias a mis nuevos amores, mis fisioterapeutas rehabilitadoras, que han logrado que pueda acabar este trabajo, recuperar la ilusión y la sonrisa. ¡Ya no os libráis de mí! 😊

Os quiero, Gracias

RESUMEN

En el presente Trabajo de Fin de Máster (TFM) se recoge el diseño de una instalación industrial para realizar la extracción de polifenoles a partir del residuo sólido de la uva tinta (hollejo) obtenido tras el estrujado y la fermentación para la elaboración de vino.

Dicha operación se realiza mediante digestión enzimática del tejido vegetal en un reactor, en el que se introduce una mezcla disolvente de grado alimentario para la extracción. La separación de componentes se realiza mediante centrifugación y tecnología de membranas.

La mezcla disolvente de grado alimentario empleado se compone de agua y etanol (60/40 % en volumen), parte del cual es extraído del vino producido en la planta donde se ubique la instalación diseñada, obteniendo un producto bajo en etanol que, en este proyecto, se denomina vino concentrado parcialmente desalcoholizado.

Previamente a la desalcoholización parcial del vino mediante nanofiltración, para eliminar patógenos y compuestos que puedan ensuciar dichas membranas, así como para obtener un vino con menor turbidez, se realiza su clarificación mediante membranas de microfiltración, para lo que se ha seleccionado el modelo Synder LV de la casa comercial Synder.

Para la desalcoholización parcial, se seleccionaron membranas de nanofiltración modelo TriSep NF 8038-XN45 TurboClean de la casa comercial Microdyn Nadir.

Las enzimas empleadas en el reactor enzimático son celulasas Celluclast de la casa comercial Sigma Aldrich. Para mantener un pH adecuado, se emplea una disolución tampón compuesta por ácido cítrico de la casa comercial NortemBio. El sólido húmedo se separa de la fracción líquida mediante una centrífuga Jumbopress.

Para la separación de compuestos fenólicos de bajo peso molecular y la recuperación de enzimas, disolución tampón y disolvente, también se emplean membranas de nanofiltración, esta vez operando en modo diafiltración. Se seleccionó el modelo Evonik 900, de la casa comercial Evonik, el cual permite que los compuestos fenólicos de bajo peso molecular sean recuperados el permeado de esta etapa.

Las enzimas y parte de la disolución tampón permanecen en el rechazo de la nanofiltración. Se ha considerado una etapa de ósmosis inversa para la concentración de estos compuestos y su recirculación al tanque de extracción, de manera que se reequilibre la proporción de disolvente necesaria. Se escoge el modelo de membranas SW30HR-380 de la casa comercial Filmtech.

Finalmente, para la concentración de los compuestos fenólicos de bajo peso molecular, que son el objetivo de este proyecto, se emplea también ósmosis inversa, recuperando al mismo tiempo parte del disolvente en la corriente de permeado. Se emplean las mismas membranas que en la anterior etapa de ósmosis inversa.

Todas las membranas empleadas tienen configuración en espiral debido a su buena relación área/volumen y su relativamente fácil limpieza.

El producto obtenido posee una concentración de compuestos fenólicos de bajo peso molecular de, aproximadamente, $3,5 \text{ kg/m}^3$. Se obtiene un caudal de esta corriente de $8,80 \text{ m}^3/\text{día}$, lo que corresponde a la obtención de alrededor de $387,61 \text{ kg/día}$ de compuestos fenólicos de bajo peso molecular.

La instalación propuesta tiene un coste de inversión de $1.792.317,35 \text{ €}$, un coste de operación mensual de $609.638,83 \text{ €}$, y se obtienen unos ingresos netos al mes de $2.178.770,20 \text{ €}$. Así, el beneficio mensual es de $1.569.131,37 \text{ €}$, siendo el tiempo de recuperación de la inversión de $0,82$ meses.

RESUM

En el present Treball de Fi de Màster (TFM) s'arreglega el disseny d'una instal·lació industrial per a realitzar l'extracció de polifenols a partir del residu sòlid del raïm negre (hollejo) obtés després del massegat i la fermentació per a l'elaboració de vi.

L'operació es realitza mitjançant digestió enzimàtica del teixit vegetal en un reactor, en el que s'introdueix una barreja disolvent de grau alimentari per a l'extracció. La separació dels components es realitza mitjançant centrifugació i tecnologia de membranes.

La barreja disolvent de grau alimentari emprat es compon d'aigua i etanol (60/40 % en volum), part del qual s'extrau del vi produït en la planta on s'ubique l'instal·lació dissenyada, obtenint un producte baix en etanol que, en aquest projecte, es denomina vi concentrat parcialment desalcoholitzat.

Previament a la desalcoholització parcial del vi mitjançant nanofil·tració, per a eliminar patògens i compostos que puguen embrutar les membranes, així com per a obtenir un vi amb menor turbidesa, es realitza la seua clarificació mitjançant membranes de microfiltració, per a lo que s'ha seleccionat el model Synder LV de la casa comercial Synder.

Per a la desalcoholització parcial, es seleccionaren membranes de nanofil·tració model TriSep NF 8038-XN45 TurboClean de la casa comercial Microdyn Nadir.

Les enzimes emprades en el reactor enzimàtic són cel·lulases Celluclast de la casa comercial Sigma Aldrich. Per a mantindre un pH adequat, s'empra una dissol·lució tampó composta per àcid cítric de la casa comercial NortemBio. El sòlid humit es separa de la fracció líquida mitjançant una centrífuga Jumbopress.

Per a la separació de compostos fenòlics de baix pes molecular i la recuperació d'enzimes, dissolució tampó i disolvent, també s'utilitzen membranes de nanofil·tració, esta vegada operant en mode diafiltració. Es va seleccionar el model Evonik 900, de la casa comercial Evonik, el qual permet que els compostos de baix pes molecular siguin recuperats en el permeat d'aquesta etapa.

Les enzimes i part de la dissolució tampó permaneixen en el rebuig de la nanofil·tració. S'ha considerat una etapa òsmosi inversa per a la concentració d'aquests compostos i la seua recirculació al tanc d'extracció, de manera que es reequilibre la proporció de disolvent necessària. Es tria el model de membranes SW30HR-380 de la casa comercial Filmtech.

Finalment, per a la concentració dels compostos fenòlics de baix pes molecular, que son l'objectiu d'aquest projecte, s'empra també òsmosi inversa, recuperant al mateix temps part del disolvent en la corrent de permeat. S'empen les mateixes membranes que en l'anterior etapa d'òsmosi inversa.

Totes les membranes emprades tenen configuració en espiral, ja que posseeixen una bona relació àrea/volum i la seua neteja és relativament fàcil.

El producte obtingut posseeix una concentració de compostos fenòlics de baix pes molecular de, aproximadament, 3,5 kg/m³. S'obté un cabal d'aquesta corrent de 8,80 m³/día, el que correspon a obtenció d'al voltant de 387,61 kg/dia de compostos fenòlics de baix pes molecular.

La instal·lació proposada té un cost d'inversió de 1.792.317,35 €, un cost d'explotació mensual de 609.638,83 €, i s'obtenen uns ingressos nets al mes de 2.178.770,20 €. Així, el benefici mensual és de 1.569.131,37 €, sent el temps de recuperació de la inversió de 0,82 mesos.

ABSTRACT

This Master Thesis covers the design of an industrial facility for polyphenols extraction from the solid residue from red grape (skin, pulp and seeds) after its crushing and fermentation for wine making.

The operation is performed by means of enzymatic digestion of the plant tissue in a reactor, in which a food grade solvent mix is introduced to carry out the extraction. Components separation is made by means of centrifugation and membrane technology.

The food grade solvent mix employed is composed of water and ethanol (60/40 % in volume), part of which is extracted from the wine produced in the plant where the designed facility will be located, obtaining a low-ethanol product that, in this project, is denominated partially dealcoholized concentrated wine.

Previously to the partial dealcoholisation of the wine, to eliminate pathogens and compounds that could foul those membranes, and to obtain a wine with lower turbidity, a wine clarification is performed using microfiltration membranes. Synder LV model from Synder comercial house was selected.

For the partial dealcoholization, nanofiltration membranes were used. TriSep NF 8038-XN45 TurboClean model from Microdyn Nadir comercial house were selected.

The enzymes used in the enzymatic reactor are Celluclast cellulases from Sigma Aldrich. To keep an adequate pH, a buffer solution from NortemBio that contained citric acid was used. Wet solid was separated from the liquid fraction by means of a Jumbopress centrifuge.

In order to separate the low molecular weight phenolic compounds and to recover and reuse the enzymes, buffer solution and solvent, nanofiltration membranes were also used, this time operating in diafiltration mode. The Evonik 900 membrane model from Evonik was selected.

The enzymes and the buffer remain in the retentate stream from the nanofiltration process. A reverse osmosis step was considered to concentrate these compounds and recycle them to the extraction tank. Thus, the necessary solvent proportion was rebalanced at the same time. The SW30HR-380 membrane model from Filmtech was selected.

Finally, for the concentration of the low molecular weight phenolic compounds that are recovered in the nanofiltration permeate, which are the main objective of this project, reverse osmosis was also employed, recovering part of the solvent at the same time in the permeate stream. The same reverse osmosis membranes as those previously indicated were selected.

Every membrane selected had spiral wound configuration due to their small area/volumeratio and their relavately easy cleaning.

This way, the obtained product is a low molecular weight phenolic compounds concentrate of, approximately, 3,5 kg/L. A flow of 8,80 m³/day is obtained in this stream, which corresponds to an obtaining of about 387,61 kg/day of low molecular weight phenolic compounds.

The investment cost that corresponded to the proposed installation is 1.792.317,35 €, the mensual operating costs are 609.638,83 €, and the net mensual income is 2.178.770,20 €. Therefore, the mensual benefit is 1.569.131,37 €, being the investment recovery time of 0,82 months.

ÍNDICE GENERAL

DOCUMENTO I. MEMORIA DESCRIPTIVA

DOCUMENTO II. PRESUPUESTO

ÍNDICE DEL DOCUMENTO I

Memoria Descriptiva

1.	OBJETIVO.....	1
2.	JUSTIFICACIÓN	2
3.	INTRODUCCIÓN.....	3
3.1.	PRODUCCIÓN DE VINO	3
3.1.1.	Método de producción de vino tinto. (Vincultura)	4
3.2.	TRATAMIENTO DE LOS RESIDUOS SÓLIDOS EN EL PROCESO DE ELABORACIÓN DEL VINO	5
3.3.	COMPUESTOS FENÓLICOS Y SU EFECTO SOBRE LA SALUD	7
3.3.1.	Compuestos fenólicos sintéticos.....	8
3.3.2.	Compuestos fenólicos naturales.	8
3.4.	DISTRIBUCIÓN DE LOS COMPUESTOS FENÓLICOS EN LA UVA	14
3.5.	TÉCNICAS DE EXTRACCIÓN Y SU APLICACIÓN A LA EXTRACCIÓN DE COMPONENTES DE LA UVA 16	
3.5.1.	Extracción con disolventes.....	16
3.5.2.	Técnicas tradicionales.	17
3.5.3.	Técnicas novedosas.....	19
3.6.	COMPONENTES DE LAS PAREDES CELULARES Y SU DEGRADACIÓN ESPECÍFICA MEDIANTE ENZIMAS.....	23
3.7.	REGULACIONES ACTUALES CONCERNIENTES AL USO DE ENZIMAS EN LA UE.....	27
3.8.	ANTECEDENTES DE LA EAE EN LA EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS	27
3.8.1.	Influencia de los parámetros de operación en los rendimientos de las EAE.	27
3.8.2.	Resultados obtenidos en la aplicación de las EAE para la obtención de polifenoles de la uva. 29	
3.9.	REACTORES QUÍMICOS.....	33
3.10.	TECNOLOGÍA DE MEMBRANAS	34
3.10.1.	Introducción a los procesos de membrana.	34
3.10.2.	Clasificación de los procesos de membrana según sus parámetros significativos.....	36
3.10.3.	Parámetros de funcionamiento de los procesos de membrana.	42
3.10.4.	Fenómenos de ensuciamiento.	44
3.10.5.	Protocolos de limpieza.	47
3.10.6.	Modos de operación.	48

3.11.	ANTECEDENTES DE LA TECNOLOGÍA DE MEMBRANAS EN LA PURIFICACIÓN DE EXTRACTOS DE COMPUESTOS FENÓLICOS DE LA UVA	51
4.	METODOLOGÍA	53
5.	DESCRIPCIÓN DE LA INSTALACIÓN.....	54
5.1.	DESCRIPCIÓN GENERAL	54
5.2.	FASE 1: RECEPCIÓN DE LA MATERIA PRIMA Y CLARIFICACIÓN DEL VINO BRUTO MEDIANTE MICROFILTRACIÓN	58
5.3.	FASE 2: DESALCOHOLIZACIÓN PARCIAL DEL VINO CLARIFICADO Y CONCENTRACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS, MEDIANTE NANOFILTRACIÓN	59
5.4.	FASE 3: DIGESTIÓN ENZIMÁTICA, EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS MEDIANTE REACTOR ENZIMÁTICO Y CENTRÍFUGA	60
5.5.	FASE 4: PURIFICACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS, Y RECUPERACIÓN DE ENZIMAS Y DISOLVENTE MEDIANTE DIA-NANOFILTRACIÓN Y ÓSMOSIS INVERSA.....	62
5.6.	FASE 5: CONCENTRACIÓN DEL EXTRACTO FENÓLICO Y RECUPERACIÓN DE DISOLVENTE MEDIANTE ÓSMOSIS INVERSA	63
6.	DISEÑO DE LA INSTALACIÓN	64
6.1.	FASE 1: RECEPCIÓN DE LA MATERIA PRIMA Y CLARIFICACIÓN DEL VINO BRUTO MEDIANTE MICROFILTRACIÓN.....	64
6.2.	FASE 2: DESALCOHOLIZACIÓN PARCIAL DEL VINO CLARIFICADO Y CONCENTRACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS, MEDIANTE NANOFILTRACIÓN.....	66
6.3.	FASE 3: DIGESTIÓN ENZIMÁTICA, EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS MEDIANTE REACTOR ENZIMÁTICO Y CENTRÍFUGA.....	68
6.3.1.	Reactor enzimático (primera etapa)	69
6.3.2.	Centrífuga (primera etapa).....	70
6.3.3.	Reactor enzimático (segunda etapa).....	71
6.3.4.	Centrífuga (segunda etapa).....	72
6.4.	FASE 4: PURIFICACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS, Y RECUPERACIÓN DE ENZIMAS Y DISOLVENTE MEDIANTE DIA-NANOFILTRACIÓN.....	74
6.5.	FASE 5: CONCENTRACIÓN DEL EXTRACTO FENÓLICO Y RECUPERACIÓN DE DISOLVENTE MEDIANTE ÓSMOSIS INVERSA.....	78
7.	DIMENSIONADO DE LAS CONDUCCIONES, BOMBAS Y TANQUES	81
7.1.	DIMENSIONADO DE LAS CONDUCCIONES	81
7.1.1.	Conducciones de la etapa 1: proceso de MF.....	82
7.1.2.	Conducciones de la etapa 2: proceso de NF.	85
7.1.3.	Conducciones de la etapa 3: reactor y centrífuga.....	87
7.1.3.1.	Reactor.....	87
7.1.3.2.	Centrífuga.....	88
7.1.4.	Conducciones de la etapa 4: proceso de diaNF.....	88

7.1.5.	Conducciones de la etapa 4: proceso de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración	93
7.1.6.	Conducciones de la etapa 5: proceso de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.....	96
7.2.	CIRCUITO DE LIMPIEZA	99
7.3.	DIMENSIONADO DE LAS BOMBAS.....	102
7.4.	DIMENSIONADO DE LOS TANQUES	107
7.5.	TIEMPOS DE OPERACIÓN Y LIMPIEZA.....	108
8.	ESTUDIO ECONÓMICO	109
1.1.	COSTE DE OPERACIÓN Y BENEFICIOS.	109
9.	CONCLUSIONES.....	113
10.	BIBLIOGRAFÍA	1155
I.	ANEXO I. Características de las familias de compuestos fenólicos.....	139
	BIBLIOGRAFÍA.....	153
II.	ANEXO II. Tecnología enzimática	164
III.	ANEXO III. Ficha técnica de las celulasas comerciales “Celluclast”	171
IV.	ANEXO IV. Cálculos	173
1.	Diseño de la instalación.	173
1.1.	FASE 1: RECEPCIÓN DE LA MATERIA PRIMA Y CLARIFICACIÓN DEL VINO BRUTO MEDIANTE MICROFILTRACIÓN.....	173
1.2.	FASE 2: DESALCOHOLIZACIÓN PARCIAL DEL VINO CLARIFICADO Y CONCENTRACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS, MEDIANTE NANOFILTRACIÓN.....	174
1.3.	FASE 3: DIGESTIÓN ENZIMÁTICA Y EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS MEDIANTE REACTOR ENZIMÁTICO, Y SEPARACIÓN DE FASES MEDIANTE CENTRÍFUGA.....	175
1.3.1.	Etapa 1.....	175
1.3.2.	Etapa 2.....	177
1.4.	FASE 4: PURIFICACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS, Y RECUPERACIÓN DE ENZIMAS Y DISOLVENTE MEDIANTE DIA-NANOFILTRACIÓN.....	179
1.5.	FASE 5: CONCENTRACIÓN DEL EXTRACTO FENÓLICO Y RECUPERACIÓN DE DISOLVENTE MEDIANTE ÓSMOSIS INVERSA.....	182

2.	Dimensionado del diámetro de las conducciones.....	183
2.1.	CONDUCCIONES DE LA ETAPA 1: PROCESO DE MICROFILTRACIÓN.....	184
2.1.1.	Tuberías de alimento a la bomba de recirculación y a los módulos de membranas de microfiltración, así como de su recirculación de seguridad.....	184
2.1.2.	Tuberías de recolección del rechazo de la etapa de microfiltración.....	185
2.1.3.	Tubería de recirculación a los módulos de membranas de la etapa de microfiltración	187
2.1.4.	Tubería de recirculación al tanque de alimento de la etapa de microfiltración	188
2.1.5.	Tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alimentación, así como de su recirculación de seguridad, de la etapa de microfiltración.	189
2.1.6.	Tuberías de recolección del permeado de la etapa de microfiltración.....	190
2.2.	CONDUCCIONES DE LA ETAPA 2: PROCESO DE NANOFILTRACIÓN.....	191
2.2.1.	Tuberías de alimento a la bomba de recirculación y a los módulos de membranas de nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad.....	191
2.2.2.	Tuberías de recolección del rechazo de la etapa de nanofiltración.....	193
2.2.3.	Tubería de recirculación a los módulos de membranas de la etapa de nanofiltración	195
2.2.4.	Tubería de recirculación al tanque de alimento de la etapa de nanofiltración	196
2.2.5.	Tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión, así como de su recirculación de seguridad, de la etapa de nanofiltración.	197
2.2.6.	Tuberías de recolección del permeado de la etapa de nanofiltración.....	198
2.3.	CONDUCCIONES DE LA ETAPA 3: REACTOR Y CENTRÍFUGA.....	200
2.3.1.	Reactor	200
2.3.2.	Centrífuga.....	200
2.4.	CONDUCCIONES DE LA ETAPA 4: PROCESO DE DIA-NANOFILTRACIÓN.....	201
2.4.1.	Tuberías de alimento a la bomba de recirculación y a los módulos de membranas de dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad.....	201
2.4.2.	Tuberías de recolección del rechazo de la etapa de membranas de dia-nanofiltración. ..	203
2.4.3.	Tubería de recirculación a los módulos de membranas de la etapa de dia-nanofiltración	205
2.4.4.	Tubería de recirculación al tanque de alimento de la etapa de dia- nanofiltración	205
2.4.5.	Tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión, así como de su recirculación de seguridad, de la etapa de dia-nanofiltración.	206
2.4.6.	Tuberías de recolección del permeado de la etapa de dia-nanofiltración.....	208
2.4.7.	Tubería de alimento de disolvente al tanque de alimento de la dia-nanofiltración (tanque de escurrido centrífuga).....	210
2.5.	CONDUCCIONES DE LA ETAPA 5: PROCESO DE ÓSMOSIS INVERSA DEL RECHAZO DE LA DIA-NANOFILTRACIÓN	211
2.5.1.	Tuberías de alimento a la bomba de recirculación y a los módulos de membranas de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad.....	211
2.5.2.	Tuberías de recolección del rechazo de la etapa de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.....	213

2.5.3.	Tubería de recirculación a los módulos de membranas de la etapa de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.	215
2.5.4.	Tubería de recirculación al tanque de alimento de la etapa de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.	216
2.5.5.	Tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión, así como de su recirculación de seguridad, de la etapa de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.....	217
2.5.6.	Tuberías de recolección del permeado de la etapa de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.....	218
2.6.	CONDUCCIONES DE LA ETAPA 6: PROCESO DE ÓSMOSIS INVERSA DEL PERMEADO DE LA DIA-NANOFILTRACIÓN.	220
2.6.1.	Tuberías de alimento a la bomba de recirculación y a los módulos de membranas de OI del permeado de la dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad	220
2.6.2.	Tuberías de recolección del rechazo de la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y de las recirculaciones.....	222
2.6.3.	Tubería de recirculación a los módulos de membranas de la etapa de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.	225
2.6.4.	Tubería de recirculación del rechazo al tanque de alimento de la etapa de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.	226
2.6.5.	Tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión, así como de su recirculación de seguridad, de la etapa de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.....	227
2.6.6.	Tuberías de recolección del permeado de la etapa de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.....	228
2.7.	TUBERÍAS DE ALIMENTO DE ETANOL AL TANQUE DE DISOLVENTE Y AL DEL RECHAZO DE LA ÓSMOSIS INVERSA DEL RECHAZO DE LA DIA-NANOFILTRACIÓN.....	231
3.	CIRCUITO DE LIMPIEZA	232
3.1.	CÁLCULOS DEL MÁXIMO VOLUMEN A LIMPIAR SIMULTÁNEAMENTE.....	232
V.	ANEXO V. Ábaco de Moody	234
VI.	ANEXO VI. Diagrama de flujo	235

ÍNDICE DEL DOCUMENTO I

Presupuesto

1.	COSTE DEL INMOVILIZADO MATERIAL.....	1
1.1.	EQUIPOS	1
1.2.	INSTRUMENTAL DE MEDICIÓN	2
1.3.	DEPÓSITOS.....	2
1.4.	TUBERÍAS	3
1.5.	ACCESORIOS TUBERÍAS.....	4
1.6.	BOMBAS.....	7
1.7.	VÁLVULAS	8
1.8.	EQUIPO INFORMÁTICO Y SISTEMA DE CONTROL.....	11
1.9.	INSTALACIÓN ELÉCTRICA	11
1.10.	GASTOS GENERALES Y CONTINGENCIAS	11
1.11.	MANO DE OBRA.....	11
1.12.	RESUMEN DEL COSTE TOTAL.....	12
2.	PRESUPUESTO GENERAL.....	13
2.1.	COSTES DE INVERSIÓN.....	13

DOCUMENTO I

MEMORIA DESCRIPTIVA

1. OBJETIVO

El objetivo del presente Trabajo Fin de Máster (TFM) de Ingeniería Química (IQ) es el aprovechamiento de los residuos sólidos generados en la industria vitivinícola (hollejo), obteniendo a partir de ellos productos de alto valor para el campo de la salud (polifenoles), a la vez que se reduce la cantidad de residuos a tratar al final del proceso, así como su carga contaminante.

Esto se pretende lograr mediante el diseño de un sistema que comprende **la extracción asistida por enzimas** en la que se digiere el tejido vegetal y se extraen los polifenoles mediante disolventes de grado alimentario, y **tecnología de membranas** para separar los compuestos fenólicos del resto de componentes del extracto. Otro objetivo del trabajo es, también, el diseño de las conducciones, la delineación de los pertinentes diagramas de flujo, y la elaboración del presupuesto y de un estudio económico del proceso diseñado.

La principal novedad del proyecto es el empleo de un reactor enzimático para la digestión de los tejidos vegetales, con el objetivo de liberar los polifenoles, haciéndolos más accesibles a los disolventes con los que se extraerán. Estos procedimientos apenas se han estudiado más allá de la escala de laboratorio.

Mediante el estudio de las características de la materia prima, de los productos intermedios y del producto final, así como de los procesos seleccionados para el proyecto y sus parámetros característicos de operación, se pretende diseñar un sistema tecnológico capaz de aprovechar al máximo el residuo sólido que resulta del proceso de elaboración de vino, así como disminuir la cantidad final de residuos producidos y su carga contaminante.

2. JUSTIFICACIÓN

En la actualidad, la industria vitivinícola produce, a partir de la uva, un 70% de vino y zumo, a la vez que genera un 30% de hollejo, materia que, si no es aprovechada, supone un gran volumen de residuo.

No obstante, esos residuos se pueden reutilizar de diversas maneras:

1. Se pueden emplear como alimento animal o, tras su compostaje, como abono.
2. Mediante las técnicas adecuadas, se pueden procesar para obtener productos nutracéuticos de gran valor, como alimentos reforzados en determinados compuestos (como los polifenoles) y suplementos alimentarios, además de producir un residuo que sirva como un mejor abono tras su compostaje.

En cuanto a la segunda alternativa, la carga contaminante en el caso de generar compost sería menor, puesto que se extrae gran parte de los polifenoles, los cuales poseen un largo periodo de descomposición mediante vías naturales (difícil biodegradabilidad) y son fitotóxicos, lo que dificulta la proliferación de los cultivos si su concentración en el suelo es elevada. Por otro lado, los compuestos fenólicos son de gran valor para la salud, puesto que poseen propiedades antioxidantes, anticancerígenas, antivirales, antibacterianas y antiateroscleróticas. Por ello, poseen un enorme interés a nivel preventivo y, en algunos casos, como ayuda a tratamientos médicos más potentes, además de ser útiles en aplicaciones cosméticas.

Desde hace unos años, se está investigando cómo aprovechar residuos, no solamente de la industria vitivinícola, sino de cualquier tipo de vegetal. Esto se realiza empleando diversas tecnologías ya existentes y otras más novedosas, estando gran parte de los trabajos desarrollados únicamente a escala de laboratorio.

Tras una intensa y larga labor de recopilación bibliográfica, se observa que cada una de estas tecnologías resulta bastante versátil, por lo que es posible realizar numerosos estudios modificando gran cantidad de variables. Por un lado, esto hace complicada la investigación, ya que no existe consenso acerca de patrones generales de operación, pues, dependiendo del sustrato sobre el que se trabaje, de la tecnología empleada, de sus variantes y de las condiciones de operación que se fijen, se obtienen resultados realmente dispares. Sin embargo, esta enorme versatilidad abre muchas puertas al hallazgo de soluciones muy diversas que se pueden aplicar en el ámbito más adecuado en cada caso y, según los estudios consultados, se obtienen resultados prometedores.

Cabe resaltar que la industria vitivinícola supone un 1% del PIB español (7.000 millones de €) y una exportación por valor de 2.916 millones de € (la tercera parte de las exportaciones de vino europeas y casi un 20% de las mundiales) (OIV, 2019), por lo que es un sector en el que cualquier mejora que se introduzca tendrá un impacto notable. Y no solamente esto, sino que la industria nutracéutica es un sector en alza debido a la cada vez mayor preocupación por la salud, por lo que realizar un trabajo que

aúne ambas para obtener, de manera óptima, mejores y nuevos productos a la vez que se reducen residuos y costes, es una idea realmente interesante desde diferentes puntos de vista y niveles.

3. INTRODUCCIÓN

La industria vitivinícola, en el procesado de la uva hasta la obtención del vino, genera gran cantidad de residuos sólidos, los cuales son recursos aprovechables. A lo largo de este apartado se describe la materia prima, los procesos empleados tradicionalmente para transformarla en el producto final, y los residuos que con ello se generan.

También se exponen ejemplos de técnicas novedosas en este campo, surgidas de la necesidad de abaratar costes y de la posibilidad de aprovechar los residuos generados para obtener productos de gran valor, bastante demandados hoy en día, como son alimentos reforzados en determinados compuestos o suplementos alimenticios.

Una vez presentada esta información, tras analizar las diferentes alternativas de tratamiento de los residuos que se han recopilado en la revisión bibliográfica y que se muestran en los antecedentes de esta memoria, se presenta la alternativa de tratamiento de los mismos que se selecciona y se exponen los motivos de dicha elección. Finalmente, se diseña una planta para el aprovechamiento de los residuos sólidos generados la producción de vino, de forma que se obtengan productos de elevado valor.

3.1. PRODUCCIÓN DE VINO

En la **Tabla 3.1-1** se presentan cifras referentes al sector vitivinícola, tanto en España como en Europa y a nivel mundial. Cabe resaltar que la industria vitivinícola supone un 1% del PIB español (7.000 millones de €) y una exportación por valor de 2.916 millones de € (la tercera parte de las exportaciones de vino europeas y casi un 20% de las mundiales) (OIV, 2019), por lo que es un sector en el que cualquier mejora que se introduzca tendrá un impacto notable.

Tabla 3.1-1. Cifras relativas al sector del vino en España, Europa y el Mundo (2.018). (OIV, 2019)

	Mundial	Europeo		Español		
	Abs	Abs	% mundial	Abs	% europeo	% mundial
Superficie (Mill. ha)	7	3	44,59%	0,97	29,36%	13,09%
Producción de vino (Mill. hL)	292	182	62,23%	44,40	24,41%	15,19%
Rendimiento vino/sup (Mill. hL/Mill. ha)	40	55	139,55%	45,82	83,13%	116,00%
Exportaciones (Mill. hL)	108	62	56,94%	20,90	33,98%	19,35%
Exportaciones (Mill. €)	31.300	20.236	64,65%	2916	14,41%	9,32%

3.1.1. Método de producción de vino tinto. (Vinicultura)

Se parte de la vendimia de la uva tinta y su transporte sin demora a la bodega para evitar deterioros, y se descarga en máquinas despalilladoras para eliminar los raspones, las hojas y los sarmientos, que aportan sabores astringentes indeseados.

Tras ello, se realiza el estrujado de la uva, que no debe triturarse, sino abrirse para liberar el jugo (mosto). Esta mezcla se mantiene en contacto durante un tiempo entre 1 y 4 semanas, para que el mosto extraiga aromas y color de la piel, además de antocianinas, taninos y polisacáridos; este proceso se denomina maceración. Simultáneamente a este proceso, tiene lugar la fermentación, que es el proceso de transformación de azúcares en etanol por parte de las levaduras presentes (y, en ocasiones, inoculadas). En este proceso se genera dióxido de carbono, que hace flotar el sólido (hollejo), formando una capa superficial denominada “sombbrero”. Para mejorar la homogeneización, se contrarresta este efecto mediante el bazuqueo (ruptura de dicha capa y mezclado mediante un palo) y el remonte (vaciado parcial del líquido del fondo y recirculación a la parte superior del tanque).

Tras esta etapa, se procede al trasiego, que consiste en el trasvase a otro recipiente a la vez que se procede a la separación de la fracción sólida de la líquida. La fracción sólida se prensa para recuperar el vino retenido en la misma (vino de prensa), una parte del cual se mezcla con la fracción líquida mencionada anteriormente. El sólido obtenido tras el prensado se denomina hollejo. La fracción líquida se deja en reposo entre 10 y 20 días mientras se da lugar la fermentación maloláctica, en la que el ácido málico se transforma en ácido láctico, que es mucho menos astringente. Una vez finalizada esta operación, se tiene lo que se denomina vino bruto, que puede clarificarse mediante técnicas como la sedimentación o la tecnología de membranas, mucho más segura a nivel sanitario.

El proceso de elaboración del vino tinto se expone en la **Figura 3.1-1**.

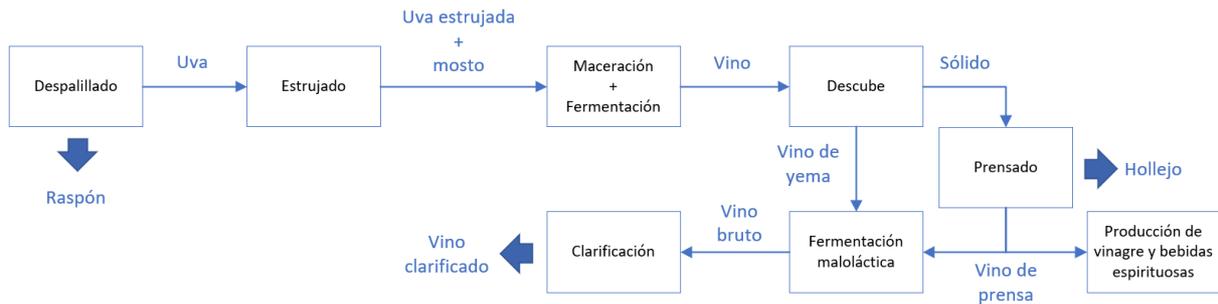


Figura 3.1-1. Diagrama de bloques del proceso de elaboración del vino tinto joven.

3.2. TRATAMIENTO DE LOS RESIDUOS SÓLIDOS EN EL PROCESO DE ELABORACIÓN DEL VINO

El procesado de vegetales genera subproductos como cáscaras, semillas y bagazo, que supone un [20, 50] % del peso original. A escala industrial, las cantidades de residuos suponen un grave problema y un desperdicio si no son aprovechados (Goula, A.M. et al., 2016; Dahmoune, F. et al., 2013).

Los residuos generados contienen pHs bajos y una elevada carga orgánica (azúcares, taninos, polifenoles, polialcoholes, pectinas y lípidos), así como grandes cantidades de macronutrientes y potasio, por lo que su deposición en el medio ambiente sin tratamiento adecuado previo supone un grave peligro medioambiental (Lafka, T. et al., 2007).

Por ello, se requiere el desarrollo de tratamientos para estos subproductos, para no solamente reducir el impacto ambiental, sino también para obtener productos de valor añadido (Barba, F.J. et al., 2016).

Se conoce que en dichas fracciones del material vegetal están presentes compuestos de elevado interés en los ámbitos de la salud (nutrición, prevención de enfermedades y ayuda a su tratamiento) y la cosmética, como son los polifenoles (Balasundram, N. et al., 2006).

Los principales residuos generados en la elaboración de vino son los raspones (tallos rechazados en el despalillado) y el bagazo, compuesto por los restos de la piel, la pulpa y las semillas de las uvas prensadas, obtenidos en las diferentes etapas del proceso, los cuales pueden emplearse como fertilizantes o para la elaboración de piensos. El bagazo puede ser empleado para obtener bebidas espirituosas, proceso del que, tras la etapa de destilación, se deriva un nuevo residuo denominado “bagazo agotado”, empleado como combustible en plantas de generación de energía, como abono o para obtener compost (Nogales, R. et al., 2005).

Durante la destilación se genera una corriente de residuo líquido denominada vinaza. Este efluente, de carácter ácido y con una elevada cantidad de compuestos orgánicos ligeramente biodegradables, contiene azúcares residuales, aminoácidos, tartratos, ácidos orgánicos (láctico, acético y, en ocasiones, málico) e importantes cantidades de compuestos fenólicos y cenizas (Borja, R. et al., 1993; Beltrán, F.J. et al., 1999; Benítez, P. et al., 2003).

En este trabajo se propone el aprovechamiento del bagazo agotado para la extracción de los polifenoles que contiene, puesto que son beneficiosos para la salud y, por otro lado, dado que su degradación en el medio ambiente es lenta y son fitotóxicos (Borja, R. et al., 1993; Beltrán, F.J. et al., 1999; Benítez, P. et al., 2003), resulta interesante la reducción de su cantidad en el bagazo agotado tras el adecuado tratamiento.

Cada tipo de uva posee una composición diferente, por lo que no es posible determinar unas tendencias generales salvo si se catalogan por variedades. En la **Tabla 3.2-1** se muestra una aproximación a la composición fenólica del bagazo de uva tinta para cuatro variedades de uva (**Aarón de la Cerda-Carrasco et al., 2.014**).

Tabla 3.2-1. Composición fenólica (mg/kg) de bajo peso molecular del hollejo de cuatro variedades de uva.

Polifenol	Blanc	Chardonnay	Cavernet Sauvignon	Carménère
Ácido gálico	25.9±2.3	13.2±0.5	10.5±2.4	19.9±5.3
Ácido protocatechuico	4.2 ±1.9	0.9±0.2	0.5±0.2	0.9±0.2
Ácido caftárico	ND*	ND*	2.6±0.1	2.9±0.2
Procianidina B3	40.8±4.9	21.1±3.6	9.2±3.4	18.8±3.9
Procianidina B1	22.5±3.6b 3	14.8±2.4	10.6±0.9	11.9±2.
(+)-Catecina	477.2±36.8	194.8±21.1	87.7±3.3	178.3±22.2
Ácido vanílico	ND*	ND*	8.4±0.6	8.7±1.6
Procianidina C1	24.2±4.1	17.9±3.5	ND*	ND*
Procianidina B4	59.1±7.7	33.7±7.4	17.0±1.0	17.7±3.0
Procianidina B2	80.7±6.4	66.3±10.5	ND	ND
(-)-Epicatecina	506.1 ±67.0	409.0±67.1	68.4±5.1	130.9±22.5
Epicatequin-3-O-galato	39.3±14.9	ND*	ND*	ND*
Triptófol	ND*	ND*	12.7±2.4	6.6±1.7
Flavonoles	ND*	ND*	121.1±4.1	74.6±9.9
Otras procianidinas	19.3±2.9	51.8±12.0	45.3±3.5	13.9±3.9
Procianidin galatos	450.7±69.6	228.9±1.2	61.7±2.9	74.3±9.9

* ND: No Detectado.

3.3. COMPUESTOS FENÓLICOS Y SU EFECTO SOBRE LA SALUD

Los compuestos fenólicos son antioxidantes, es decir, son compuestos capaces de prevenir, reducir y contrarrestar la oxidación de determinadas moléculas, como las grasas LDL (Low Density Lipoproteins) (Andreu, A., 2011), además de preservar los alimentos. En el contexto de este proyecto, se trata de antioxidantes alimentarios.

En nuestros organismos existen Especies Reactivas de Oxígeno (ROS o Reactive Oxygen Species), que pueden ser radicalarias. Debido a su inestabilidad, son agentes oxidantes. Su origen puede ser endógeno o exógeno.

Las causas endógenas están relacionadas con el metabolismo del oxígeno y con distintas reacciones de defensa de nuestro organismo, que comprenden sistemas enzimáticos y no enzimáticos; tienen la finalidad de mantener un equilibrio oxidativo (Fernández-Pachón, M.S. et al., 2006).

Ejemplos de causas exógenas son el tabaco, la contaminación, determinados medicamentos, etc.

Las consecuencias de la generación de radicales libres en nuestros organismos son:

- Uniones covalentes de las especies radicalarias con macromoléculas celulares.
- Escisión de cadenas de ADN.
- Generación de moléculas radicalarias de oxígeno.
- Procesos de peroxidación lipídica.

Estos mecanismos descompensantes de oxidación están directamente relacionados con el envejecimiento celular y determinadas patologías como la obesidad, hipercolesterolemia, enfermedades cardiovasculares, diabetes, Alzheimer, osteoporosis, hipertensión, enfermedades hepáticas, envejecimiento, artritis, degeneración muscular, SIDA, cáncer, etc. Se ha demostrado que dichas alteraciones pueden prevenirse y/o contrarrestarse mediante la acción de los compuestos antioxidantes denominados polifenoles. (Seifried, H.E. et al., 2007; Tomé Cameiroa, J. et al., 2016; Pandey, K.B. et al., 2014; Pasinetti, G.M. et al., 2015; Kutlesa, Z. et al., 2016; Gelmüt, M. et al., 2016; Cosme, F. et al., 2018).

Dependiendo de la manera en que los antioxidantes alimentarios inhiben o retardan estos procesos, se clasifican como primarios o secundarios (Pornoky, E. et al. 2001).

Primarios: reaccionan directamente con los radicales libres transformándolos en especies estables. La mayoría actúa donando un átomo de hidrógeno y se consume durante el periodo de iniciación de la reacción.

Secundarios: impiden o disminuyen la formación de los radicales libres a través de diferentes mecanismos: complejando iones metálicos que catalizan las reacciones de oxidación, captando oxígeno, absorbiendo radiación UV, inhibiendo enzimas o descomponiendo hidroperóxidos en especies no radicalarias.

Es común que un antioxidante actúe mediante mecanismos mixtos o cooperativos. También se puede dar el caso de que algún antioxidante se comporte como un prooxidante dependiendo del medio en que se encuentre (Galati, G. et al., 2004).

Dichos antioxidantes alimentarios pueden ser naturales o sintéticos, pero respecto a estos últimos se encuentran estudios que indican la posibilidad de la existencia de fenómenos adversos para la salud, por lo que la tendencia actual es la búsqueda de procedimientos para la obtención de agentes antioxidantes alimentarios naturales que no estén en duda respecto a su validez para la ingesta humana, pudiendo éstos provenir de frutas, verduras, hierbas medicinales, especias, residuos de naturaleza agrícola, forestal, industrial alimentaria, etc. (Balasundram, N. et al., 2006; Moure, A. et al., 2001; Viganó, J. et al., 2015). A continuación, se exponen los compuestos fenólicos sintéticos y naturales más representativos en la actualidad.

3.3.1. Compuestos fenólicos sintéticos.

Los más habituales son el butilhidroxianisol (BHA), butilhidroxitolueno (BHT), terbutilhidroquinona (TBHQ) y galato de propilo (GP).

Estos cuatro compuestos suelen ser empleados de manera conjunta. Poseen actividad antioxidante, por lo que es frecuente que se utilicen para evitar el enranciamiento de grasas (Termes, W., 1990; "Final report...", 2007). Sin embargo, se ha demostrado que potencian la actividad mutagénica y que son precursores de cáncer de estómago ("Substance profile...", 2010; "Heyne W."; "Oekoest..."; "ECHA, 2015). Pese a esto, su empleo está permitido si se encuentran en cantidades inferiores al límite legal ("Reglamento del Parlamento Europeo...", 2018; FDA, 2018; "Código de Regulaciones...", 2018).

3.3.2. Compuestos fenólicos naturales.

Conocidos también como polifenoles, se clasifican en flavonoides y no flavonoides. El término "fenol" incluye alrededor de 8000 compuestos presentes en la naturaleza, los cuales poseen una estructura común, el anillo fenólico, que es un anillo aromático con, al menos, un sustituyente hidroxilo.

Los flavonoides son derivados hidroxilados, metoxilados y glicosilados del 2-fenil-benzo-[α]pirano (Paladino, S., 2018). Se subdividen en 8 grupos principales: flavonas, flavanonas, isoflavonas, flavanoles, flavan-3-oles, antocianinas, chalconas y dihidrochalconas. Su estructura básica, como se muestra en la Figura 3.3-1, consta de 2 subunidades fenólicas.

Los no flavonoides son fenoles sencillos y estilbenos que habitualmente se encuentran esterificando a los flavonoides (Garrido, J. et al., 2013).

En la Figura 3.3-1 se observa un esquema de las principales familias de compuestos fenólicos presentes en la uva y el vino.

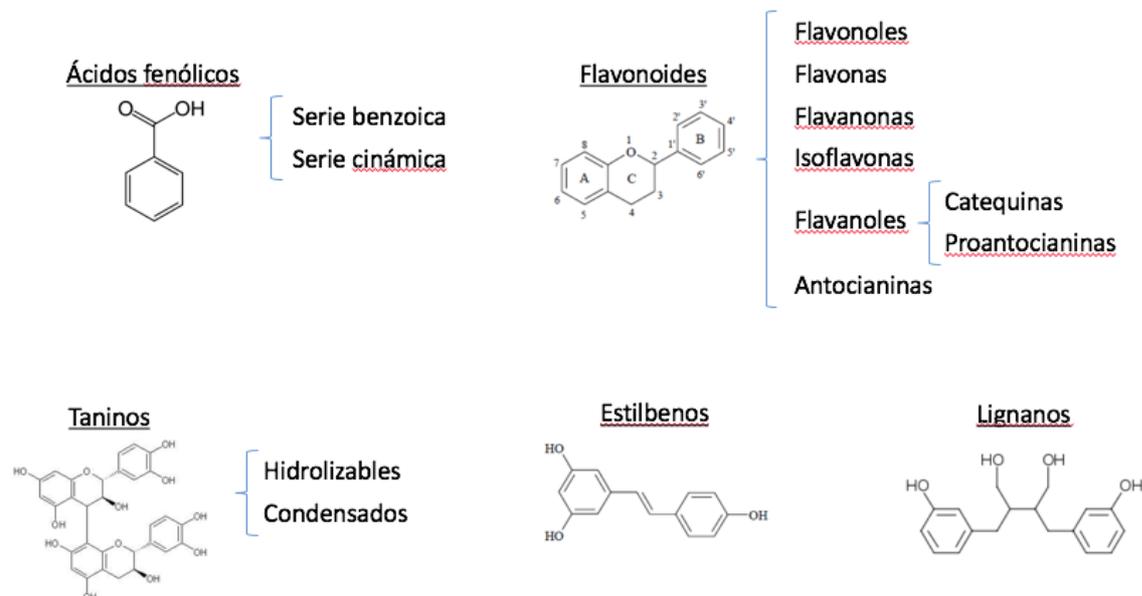


Figura 3.3-1. Esquema de las principales familias de polifenoles presentes en la uva y el vino.

A continuación, a partir del esquema mostrado en la **Figura 3.3-1**, se describe cada una de las familias y se exponen ejemplos de los compuestos más representativos en la composición de la uva y el vino.

- **Ácidos fenólicos**

Se trata de moléculas simples en comparación con los flavonoides. Su estructura principal es un grupo carboxilo. Existen dos familias: la serie benzoica y la cinámica.

Su capacidad antioxidante depende del número y posición de los grupos hidroxilo en relación al grupo carboxilo funcional. A mayor número de sustituyentes hidroxilo, mayor capacidad antioxidante (**Balasundram, N. et al., 2006**).

Los ácidos hidroxicinámicos presentan mayor actividad antioxidante que los hidroxibenzoicos, posiblemente porque los grupos -CH=CH-COOH proporcionen mayor capacidad que los grupos -COOH para donar átomos de H, y así estabilizan más fácilmente los radicales libres (**Rice-Evans, C.A. et al., 1996**).

- **Flavonoides**

Constituyen el grupo de compuestos fenólicos más variado y repartido en los vegetales. Su estructura principal consta de 2 grupos fenilo (A y B) enlazados por un puente de 3 carbonos formando un anillo heterocíclico oxigenado (C), como se puede ver en la **Figura 3.3-1**.

Existen diversas clases que se distinguen según los grados de oxidación e insaturación del anillo heterocíclico. Dentro de cada clase, se clasifican en función de la naturaleza y número de sustituyentes enlazados a los anillos.

En general, la capacidad antioxidante de los flavonoides depende de su estructura fundamental y de la presencia y posición de los distintos sustituyentes en los anillos B y C. La cantidad y posición de grupos -OH influye significativamente en la capacidad antioxidante.

Lógicamente, cuanto mayor es la disponibilidad de dichos sustituyentes, mayor es la facilidad de donación. Por ello, las mejores posiciones son 3', 4' y 5', pues son capaces de donar fácilmente átomos de H y electrones a especies reactivas de oxígeno y nitrógeno (ROS y NOS, respectivamente), formándose un radical flavonoide muy estable (**Amic, D. et al., 2003; Van Acker et al., 1996; Pietta, P.G., 2000**).

La presencia de un -OH en la posición 3, así como de un doble enlace entre las posiciones 2 y 3, aumenta la actividad antioxidante a causa de fenómenos de deslocalización electrónica (**Pietta, P.G., 2000**). Sin embargo, la sustitución del grupo 3-OH conlleva una torsión que disminuye la capacidad antioxidante (**Seeram, N.O. et al., 2002**).

En muchos casos los flavonoides se encuentran ligados a azúcares, formando glicósidos, que poseen una actividad antioxidante muy inferior (**Heim, K.E. et al., 2002**).

- **Taninos**

Se trata de compuestos de elevado peso molecular (Mr) y constituyen el tercer grupo en importancia de compuestos fenólicos. Se encuentran en plantas y algas. Estas últimas contienen florotaninos, que son polímeros de floroglucinol. Se clasifican en hidrolizables y condensados (proantocianidinas).

- **Lignan**

Se generan a través de la dimerización oxidativa de dos unidades de fenilpropano y se encuentran en muchas especies vegetales, aunque en pequeñas cantidades en alimentos (**Crosby, G.A., 2005**).

- **Estilbenos**

Se encuentran principalmente en la médula del tronco de especies arbóreas, como el pino o el eucalipto. La morfología más habitual es el resveratrol, característico de las familias Pinaceae y

Vitaceae. De los frutos de esta última se extrae el vino. Se considera que el trans-resveratrol proporciona beneficios para la salud humana (Jang, M.S. et al., 1997).

3.3.2.1. Actividad biológica

Se conoce que una pequeña presencia de ROS y otros radicales libres es necesaria para regular las funciones celulares, pero un exceso provoca problemas como los mencionados en la introducción de este [Apartado 3.3](#) y que, como se indica, los polifenoles pueden ayudar a prevenir (Wang, J. et al., 2008).

A los antioxidantes naturales fenólicos se les atribuyen también propiedades antivirales, antimicrobianas y antiinflamatorias, y se les considera inhibidores de la agregación plaquetaria (Andreu, A., 2011). Existen estudios epidemiológicos que indican que la elevada (no excesiva, obviamente) ingesta de flavonoides puede reducir el riesgo de mortalidad a causa de enfermedades coronarias hasta en un 65% (Petti, S. et al., 2009).

Una dieta rica en frutas y verduras está asociada a una menor incidencia de cáncer (Ames, B.N. et al., 1993; Ren, W. et al., 2003; Pan, Y. et al., 2008; Tanaka, T. et al., 2008). Los flavonoides pueden reducir el riesgo de diversos tipos de cáncer (Kanadaswami, C. et al., 2005), incluyendo de mama y próstata (Hodek, P. et al., 2002), de intestino (Hoensch, H.P. et al., 2005) y de piel (Singh, R.P. et al., 2002), mientras que el ácido gálico puede prevenir el cáncer de colon (Giftson, J.S. et al., 2010). Diversos taninos han inducido apoptosis de células tumorales de cáncer oral (Ding, Y.J. et al., 2013).

Los flavonoides también pueden inhibir el desarrollo del SIDA (Critchfield, J.W. et al., 1996; Zhang, G.-H. et al., 2005). Además, presentan actividad antialérgica y antiinflamatoria (Essafi.Benkhadir, K. et al., 2012; Li, A.-N. et al., 2014; Texeira, A. et al., 2014).

El sistema nervioso es rico en ácidos grasos y en hierro, por lo que es sensible a la oxidación inducida por radicales libres y, cuanto mayor es este daño, más progresan los trastornos neurodegenerativos (Ullah, M.F. et al., 2008; Philips, A. et al., 1993). Los polifenoles son neuroprotectores gracias a su capacidad moduladora de determinados procesos celulares, por lo que pueden limitar la incidencia de las enfermedades neurodegenerativas (Morris, M.S., 2002).

En la [Tabla 3.3-1](#) se reúnen las propiedades más representativas de los polifenoles, distinguidas según el tipo de evidencia científica que las respalda. La documentación detallada, así como la bibliografía de la cual se extrae la información que en ella se expone, se encuentran en el [ANEXO I](#).

Tabla 3.3-1. Propiedades más significativas de los polifenoles (I).

Evidencias o indicios fuertes
 Indicios medios o leves

Familia de polifenoles	Clase	Sub-clase	Propiedades												
			Antioxidantes (anticancerígenas)												
			Generales	Osteosarcoma	Adenocarcinoma de colon	Melanoma	Próstata	Páncreas	Cutáneo	Gastrointestinal	Pulmón	Senos	Endometrio	Leucemia	
Ácidos fenólicos	Benzoicos		V												
	Cinámicos		V	V	V	V	V				V	V	V		
Flavonoides	Flavonoles		V				V	V				V			
	Flavonas		V											V	
	Flavanonas		V		V										
	Isoflavonas		V				V					V			
	Flavonoles	Catequinas		V											
		Proantocianidinas		V											
Antocianinas		V													
Taninos	Hidrolizables														
	Condensados (proantocianídicos)														
Estilbenos			V						V	V		V			
Lignanos			V				V					V			

Tabla 3.3-1. Propiedades más significativas de los polifenoles (II).

			Propiedades									
Familia de polifenoles	Clase	Sub-clase	Incremento de linfocitos en gente sana	Diabetes	Tuberculosis	Hepatoprotección	Antimalaria	Sistema linfático				
								Antiateroscleróticas	Presión arterial	Vasoconstricción	Vasodilatación	Anti-hipertensivas
Ácidos fenólicos	Benzoicos			V	V	V	V	V				
	Cinámicos						V				V	
Flavonoides	Flavonoles			V				V				V
	Flavonas											
	Flavanonas						V			V		
	Isoflavonas											
	Flavanoles	Catequinas										
		Proantocianidinas						V				
	Antocianinas		V	V				V				
Taninos	Hidrolizables									V		
	Condensados (proantocianídicos)									V		
Estilbenos				V					V			
Lignanós												

Tabla 3.3-1. Propiedades más significativas de los polifenoles (III).

			Propiedades								
Familia de polifenoles	Clase	Sub-clase	Infecciones			Antiinflamatorias	Neurología			Acción estrogénica	
			Bactericida	Antiviral	Antifúngico		Neurodegeneración	Esclerosis lateral amiotrófica	Problemas psicológicos	Climatérica y prevención de osteoporosis	
Ácidos fenólicos	Benzoicos										
	Cinámicos		V	V	V						
Flavonoides	Flavonoles		V	V		V	V	V	V		
	Flavonas					V	V				
	Flavanonas										
	Isoflavonas									V	
	Flavonoles	Catequinas									
			Proantocianidinas	V							
Antocianinas					V	V		V			
Taninos	Hidrolizables										
	Condensados (proantocianídicos)										
Estilbenos							V				
Lignanos											

3.4. DISTRIBUCIÓN DE LOS COMPUESTOS FENÓLICOS EN LA UVA

Los tejidos de la uva se catalogan en 4 tipos: pericarpio, hipodermis, pulpa y semillas.

- Pericarpio: es la barrera exterior que, junto con la hipodermis, es conocida como piel. Es una barrera hidrofóbica que protege el fruto.
- Hipodermis: consta de varias capas de paredes celulares gruesas situadas justo bajo el pericarpio. Contiene la mayor cantidad de polifenoles de la piel.
- Pulpa: es la parte carnosa del fruto. Está situada bajo la hipodermis y contiene en su centro las semillas.
- Semillas: situadas al centro del fruto, protegidas por el resto de capas, se encuentran estas estructuras rígidas.

En la **Figura 3.4-1** se muestran los compuestos fenólicos presentes en la uva, así como su distribución.

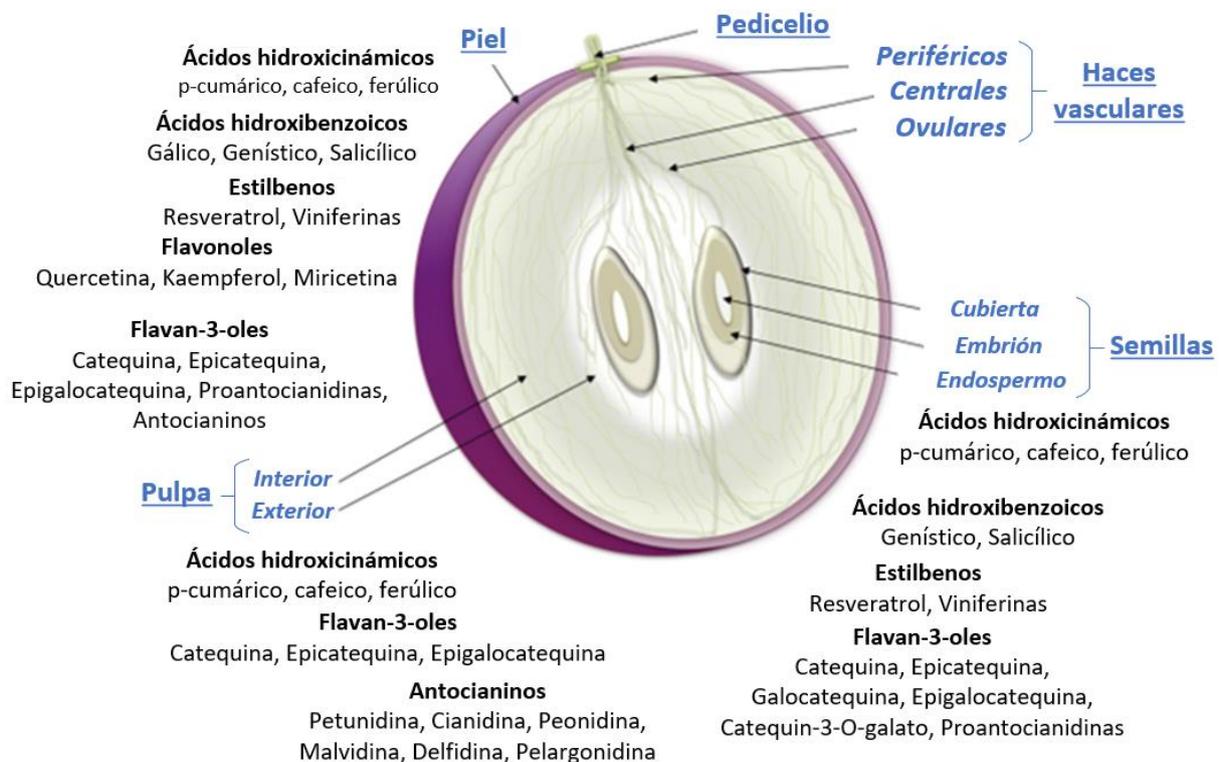


Figura 3.4-1. Estructura y distribución de compuestos fenólicos en la uva. (Texeira, A. et al., 2013)

Los compuestos fenólicos de la uva (cada variedad con sus diferentes proporciones), se encuentran en los sólidos: piel, pulpa y semillas. Los principales flavonoles fenólicos son los antocianinos y los proantocianinos, seguidos de los hidroxicianamatos, y en menor medida se encuentran los ácidos hidroxibenzoicos.

Los flavonoides se encuentran principalmente en las gruesas paredes celulares de las capas interiores de la hipodermis y en las semillas, seguido de las capas periféricas del pericarpio y, en menor medida, en algunas capas de la cubierta de las semillas. Entre un [60, 70] % se encuentra en las semillas. Los principales flavonoides que se hayan son los flavan-3-oles, que se encuentran en mayor cantidad en las semillas, seguido de la piel y, finalmente, en la pulpa.

Los hidroxicianamatos se sintetizan durante el envero. Durante la maduración, debido al aumento de tamaño del fruto, su concentración desciende, pero no disminuye su cantidad. Se encuentran principalmente en la pulpa, pero están presentes en todos los tejidos. En la hipodermis, en el mesocarpo y en las células placentales pueden estar conjugados con antocianinos.

Entre los ácidos hidroxibenzoicos se encuentran el ácido gálico, el salicílico y el gentísico, este último en menor cantidad.

Los principales compuestos no flavonoides son los estilbenos, que se encuentran principalmente en la piel en la fase madura. Se generan más frente a infecciones patógenas y como respuesta a estrés abiótico.

En general, los cultivos orgánicos poseen mayores cantidades de estos compuestos frente a los cultivos convencionales. Esto se debe a que son más susceptibles de sufrir ataques de fitopatógenos, lo que induce la síntesis de dichos compuestos. Por supuesto, se deben tomar las medidas pertinentes alternativas de protección de los cultivos. Esta forma orgánica de cultivar provoca que la fase de maduración sea más larga, por lo que, gracias a esto, se obtiene todavía más cantidad de estas sustancias antioxidantes (Texeira, A. et al., 2013).

En la pulpa se tiene una mayoría de ácidos fenólicos y sus derivados. En el hollejo, en las primeras capas de la hipodermis, se encuentran los flavonoles y los antocianinos, solamente presentes en la uva tinta, en las vacuolas de las células del hollejo o en estructuras especializadas del mismo denominadas antocianoplastos. En las semillas se encuentran los taninos (protegidos por el tegumento, que ha de ser disuelto para liberarlos) y los flavan-3-oles, que incluyen sus monómeros y oligómeros (proantocianidinas). En la uva blanca la mayoría de polifenoles se halla en la pulpa, mientras que en la tinta se encuentra en los hollejos y las semillas (Amrani, K. et al., 1995; Xia, E.-Q. et al., 2010; Hidalgo, J., 2011; Lasanta, C., 2009). Los antocianinos son bastante solubles en agua, pero para extraer taninos resulta bastante interesante emplear etanol, pues disgrega las membranas vacuolares y las paredes celulares de los hollejos (Di Stefano, R., et al., 1994).

Los compuestos fenólicos no colorantes más abundantes en la piel son los flavan-3-oles; algunas de sus formas monoméricas son la catequina y la epicatequina. Sus formas poliméricas están más presentes en las semillas (entre un [50, 90] % de las proantocianidinas totales) (Martínez, F.) y, en menor medida, en el raspón y el hollejo, encontrándose en este último en el interior de las vacuolas tánicas; son las denominadas proantocianidinas o taninos condensados (Peña, Á., 2006). Estas moléculas pueden estar formadas por subunidades de ácido gálico, epicatequina y epigallocatequina de galato.

Los antocianinos más representativos son derivados de la cianidina, peonidina, petunidina y malvidina, y suelen encontrarse como glicósidos y acilglicósidos. El más abundante es la malvidina-3-O-glucósido.

En el proceso de vinificación, desde que los polifenoles (sobre todo los antocianinos) son solubilizados en los mostos, participan en diversas reacciones. Una parte se degrada mediante hidrólisis enzimática o por oxidación (Cheynier, V. et al., 1994; Dallas, C. et al., 1995), otra fracción se une a metabolitos producidos por las levaduras (Cameira, P. et al., 1996; Fulcrand, H. et al., 1996 y 1998), otra se condensa con catequinas (Dallas, C. et al., 1996; Es-Sadi, N. et al., 1999), otra se adsorbe en las levaduras y precipita en las borras (Es-Sadi, N. et al., 1999; Di Stefani, R. et al., 1983; Morata, A. et al., 2003; Vasserot, Y. et al., 1997), y otra se vuelve a fijar en los tejidos (Amrani, K. et al., 1995).

En el hollejo es posible encontrar concentraciones de polifenoles entre [500, 3.000] mg/kg de materia fresca (Hidalgo, J., 2011; Ruiz, M., 2004). La cantidad de compuestos fenólicos puede estar condicionada por las condiciones de cultivo, pero no su distribución en la baya (Arozarena, I. et al., 2002).

3.5. TÉCNICAS DE EXTRACCIÓN Y SU APLICACIÓN A LA EXTRACCIÓN DE COMPONENTES DE LA UVA

La eficacia de cualquier proceso de extracción depende principalmente de los disolventes, que han de seleccionarse de acuerdo con la polaridad del compuesto bioactivo deseado (Gligor, 2019).

Otros factores que también deben considerarse son la afinidad molecular entre el disolvente y el soluto, los procesos de transferencia de materia, las mezclas de co-disolventes, las leyes medioambientales, la toxicidad y, finalmente, la viabilidad económica.

Para lograr procesos de separación adecuados, así como identificación y caracterización de compuestos bioactivos, el primer paso es someter los tejidos vegetales a un proceso de extracción de dichos compuestos. Desafortunadamente, muchos de esos procesos escasamente han cambiado a lo largo de la historia y no son eficientes.

Todos los procesos tratan, principalmente, de cumplir los siguientes objetivos: extracción de compuestos bioactivos con propiedades medicinales, mejora de la selectividad mediante el aumento de la concentración de los compuestos deseados, diseño de un método para la detección y separación que sea consistente, independientemente del origen de las muestras.

3.5.1. Extracción con disolventes.

Se ha abordado en la literatura la extracción de compuestos fenólicos mediante el uso de distintos disolventes tales como metanol, etanol o acetato de etilo. Se ha llevado a cabo la extracción con etanol de bagazo prensado procedente tanto de uvas tintas como de uvas blancas. Los extractos obtenidos a partir de bagazo de uva tinta muestran mayor capacidad antioxidante que los procedentes de bagazo de uva blanca (Rubilar, M. et al., 2007). También se han realizado extracciones con metanol sobre bagazo de uva tinta y semillas antes y después de su lavado con agua caliente y sulfitos. En todos los casos se obtiene una capacidad antioxidante elevada, incluso en los residuos procedentes de los lavados con sulfito, en los que el proceso de lavado mejora la recuperación de flavonoles. Además, las semillas secas obtenidas en el proceso mantienen una actividad antioxidante significativa (González-Paramás et al., 2004). Los compuestos fenólicos encontrados mayoritariamente en los extractos metanólicos de diversas variedades de bagazo de uva blanca, contienen principalmente flavanoles, seguidos de flavonoles y, en menor medida, ácidos fenólicos (Jara-Palacios et al., 2004).

El efecto del tipo de disolvente ha sido abordado en diferentes estudios. Los extractos obtenidos a partir de bagazos de diferentes variedades de uva empleando disoluciones acuosas de acetona, resultan más activos frente a los radicales superóxido y DFPH que los obtenidos mediante disoluciones acuosas de etanol o metanol (Cheng, V.J. et al., 2012). Se ha determinado que los extractos obtenidos con metanol o etanol poseen una actividad alrededor de siete veces la de los obtenidos con agua (Lapornik, B. et al., 2005). Los extractos metanólicos también resultaron más activos que los obtenidos usando acetato de etilo (Chidambara Murthy, K.N. et al., 2002).

También se ha ensayado la extracción alcohólica añadiendo al disolvente pequeñas cantidades de ácido (Negro, C. et al., 2003; Rockenbach, I.I. et al., 2011 bis; Ruberto, G. et al., 2007; Brazinha, C. et al., 2014). Sin embargo, se ha hallado que la acidificación de etanol acuoso con pequeñas cantidades de ácido clorhídrico, acético o tartárico, causa un descenso del rendimiento de extracción de compuestos fenólicos. También se ha observado que la adición de pequeñas cantidades de SO₂, a pesar de disminuir dicho rendimiento, consigue extractos más activos (Makris, D.P. et al., 2007).

También se ha estudiado la optimización de otras variables del proceso extractivo, como el tiempo, la temperatura o la relación líquido:sólido. En cuanto a la temperatura, tiene un efecto positivo en la extracción, obteniéndose los mayores rendimientos alrededor de 60 °C. No se encuentran diferencias significativas entre los tiempos de extracción entre 5 y 24 h (Spigno, G. et al., 2007). Los mayores rendimientos se obtienen empleando etanol como disolvente; sin embargo, los extractos de mayor pureza se consiguen con acetato de etilo (Spigno, G. et al., 2007). Se ha determinado que el tiempo mínimo requerido para extraer el máximo de compuestos fenólicos aplicando etanol al 50 % con una relación líquido:sólido de 9 (v:p) y un pH de 1,5, son 180 minutos. Los extractos etanólicos presentan una actividad antioxidante elevada comparada con otros antioxidantes sintéticos comerciales como el BHT (Lafka, T.-I. et al., 2007).

3.5.2. Técnicas tradicionales.

Los métodos clásicos de extracción se basan en la capacidad de extracción de los disolventes, en factores térmicos y en la homogeneización. Algunos ejemplos son la extracción Soxhlet, la maceración, la hidrodestilación, etc. (Gligor, O. et al., 2019).

Estos métodos presentan inconvenientes como la larga duración de la operación, baja selectividad, descomposición termolábil de los compuestos a extraer debido a las elevadas temperaturas necesarias para llevar a cabo la extracción, el empleo de disolventes de elevada pureza, etc., además de la toxicidad de algunos de ellos.

Así, los nuevos métodos pretenden superar dichas limitaciones, por lo que son denominados “innovadores” o “no convencionales”. Algunos ejemplos son la extracción asistida por ultrasonidos, por microondas, por líquidos iónicos, por enzimas (EAE), extracción acelerada mediante disolventes, etc.

Algunos de estos métodos se consideran medioambientalmente seguros, respetando los estándares actuales impuestos por las agencias y organizaciones medioambientales globales.

3.5.2.1. Extracción Soxhlet.

Inicialmente fue diseñado para extraer lípidos que se encuentran ligados a sólidos, pero actualmente se emplea para multitud de operaciones de extracción sólido-líquido, como la recuperación de flavonoides (Azmir, J. et al., 2013). Se trata de un dispositivo que consta de un matraz de extracción, donde se sitúan la muestra sólida y el disolvente, un circuito de condensación que lleva a un matraz de destilación, donde se deposita la disolución formada por el disolvente y el extracto, de modo que el disolvente se evapora de nuevo para ser recirculado al matraz de extracción (Grau, L. et al., 1982). Los principales inconvenientes de este método son su lentitud y las elevadas temperaturas, que pueden degradar los compuestos de interés (Hao, J.-Y., et al., 2002).

3.5.2.2. Maceración.

Consiste en mantener en contacto la muestra sólida con el disolvente, pudiendo aplicar calor y agitación. Tras obtener suficiente extracto, se realiza la separación mediante el sistema que se prefiera. La agitación, lógicamente, mejora el proceso, pues renueva el disolvente en contacto con la muestra y aumenta la difusión del mismo.

La liberación de compuestos se da secuencialmente, según su posición en la baya (Hidalgo, J., 2011) y está limitada a unos valores entre [50, 60] % del contenido total, con aproximadamente un 40% de los antocianinos y un 20% de los taninos (Gutiérrez, A., 2013; Huerta, F. H., 2015).

Resulta importante la coexistencia de la maceración con la fermentación alcohólica, ya que las condiciones anaerobias y el etanol colaboran de forma notable con la extracción (De Rosa, T. et al., 1987). La falta de etanol no resulta un obstáculo para la extracción de antocianinos, ya que son muy hidrosolubles (Vila, H., 2003), pero llegado un punto, el rendimiento de extracción disminuye (Bautista-Ortin, A., 2005). Algo similar ocurre con la polimerización antocianino-tanino (Ruiz, M., 2004).

Existen dos tipos de maceraciones, la prefermentativa y la postfermentativa. La primera se realiza simultáneamente a la fermentación alcohólica, y en ella se extrae casi la máxima cantidad de los compuestos de interés (Codax, M.). La segunda se emplea para extraer taninos de las semillas, promoviendo su condensación con los antocianinos (González-Neves, G. et al., 2015).

Este proceso se ve influido por la duración; cuanto mayor es el tiempo de encubado, mayor es la extracción fenólica (Ruiz, M., 2004; Sáez, P.B., 2017). También se logran resultados diferentes según la temperatura de operación, pues a bajas temperaturas se extraen más proantocianidinas (Koyama, K. et al., 2007).

3.5.2.3. Hidrodestilación.

Esta técnica puede aplicarse con agua en estado líquido, vapor o mezcla de ambas (Azmir, J. et al., 2013).

Consiste en la dilución del sólido en el disolvente para que, una vez éste se evapore, lleve consigo los compuestos a extraer. Esta fase vapor, posteriormente condensa. La eficiencia es mayor cuanto menor es el tamaño de partícula, y es esencial mantener la agitación del sistema para que no queden acumulaciones de sólido que se degraden térmicamente (Quimicafacil.net, 2018).

Los extractos obtenidos a partir de bagazo destilado presentan mayor estabilidad térmica que los antioxidantes sintéticos como el BHA o BHT (Cruz, J.M. et al., 2007).

Se han estudiado diferentes alternativas para extraer compuestos antioxidantes a partir de bagazo destilado. La opción más simple consiste en una etapa de prensado para recuperar el líquido retenido en el bagazo y una etapa posterior de liofilización. De este modo, se obtiene un extracto con un rendimiento alrededor del 0,47 % y una capacidad antioxidante moderada frente al radical DFPH (2,2-difenil-1-picrylhydrazyl). Podría obtenerse un aprovechamiento más completo del bagazo destilado si, una vez prensado, se somete a una etapa de extracción con agua caliente para la recuperación de compuestos fenólicos de la matriz sólida. Además, este tratamiento incrementaría la aplicabilidad para su uso en compostaje (Cruz, J.M. et al., 2004).

3.5.3. Técnicas novedosas.

La baja eficiencia, la toxicidad y el impacto ambiental generado por el uso de las técnicas convencionales lleva a emplear tecnologías diferentes para extraer polifenoles. Algunas de estas técnicas son la extracción asistida por ultrasonidos o por microondas, el empleo de disolventes presurizados, los fluidos supercríticos y la extracción asistida por enzimas (Da Porto, C. et al., 2013; Bendicho, C. et al., 2012; Armenta, S. et al., 2015).

3.5.3.1. Extracción asistida por ultrasonidos (US).

La extracción asistida por US destaca por su moderado consumo energético y de disolventes, así como por ser una de las tecnologías con un manejo más seguro y reproducible, pues se puede operar a temperatura ambiente y presión atmosférica. Sin embargo, esta tecnología no es aplicable a gran escala hoy en día (Soria, A.C. et al., 2010; Vieira, G.S. et al., 2013).

Esta tecnología emplea ondas mecánicas con frecuencia (f) en el rango ultrasónico ($20 \text{ kHz} < f < 10 \text{ MHz}$) (Kadam, S.U. et al., 2015), que se propagan a través del material a procesar, rompiendo los tejidos a causa de las cavitaciones generadas por las compresiones y rarefacciones producidas (Awad, T.S. et al., 2012; Musielak, G. et al., 2016; Shirsath, S.H. et al., 2012).

Se han identificado diversos fenómenos provocados por los US, como son las erosiones, generación de poros y rupturas en las paredes vegetales, además de la mejora de la difusión de los disolventes (Chemat, F. et al., 2017).

Debido a que los baños de US generalmente sólo operan a una frecuencia fija, se ha desarrollado un sistema capaz de variar la potencia, aumentándola considerablemente; dicho sistema consta de una sonda acoplada a la fuente de US, y es la que se sumerge en la disolución, llegando a aplicar una potencia equivalente a, aproximadamente, 100 veces la de un baño de US (Pico, Y., 2013). Sin embargo, es mejor emplear bajas frecuencias ya que, de lo contrario, se pueden destruir compuestos de interés (Tomsik, A et al., 2016). Por el mismo motivo, en general son preferidas las condiciones de operación suaves. En cuanto a la relación soluto/disolvente, es preferible que sea baja (Muñiz-Márquez, D.B. et al., 2013).

A todo esto, cabe añadir que, comparada con las técnicas tradicionales, la tecnología de US logra un mayor rendimiento de extracción y una mayor actividad biológica de los extractos: 962,6 mg RE/g frente a 107,22 mg RE/g, es decir, un incremento del 897,78% (siendo RE "Rutin Eequivalent", es decir, equivalentes en unidades de rutina) (Rodríguez-Pérez, C. et al., 2015; Vázquez, M.F.B. et al., 2014; Cai, Z. et al., 2016).

3.5.3.2. Extracción asistida por microondas (MW).

Se emplean ondas electromagnéticas en el rango de las microondas ($0,3 < f < 300 \text{ MHz}$) (Casazza, B. et al., 2010). Esta energía se transmite en forma de ondas que interactúan con las moléculas polares generando calor mediante conducción iónica y rotación de dipolos, por lo que solamente se calientan los materiales polares, en función de su constante dieléctrica.

Esta tecnología destaca por aumentar la solubilidad de los solutos en los disolventes debido al calentamiento generado, de manera que es posible disminuir la cantidad de disolvente empleado. Además, la adición de microondas al sistema no genera residuos y reduce los tiempos de operación,

debido que proporciona una elevada velocidad de calentamiento, además de no depender de la conductividad térmica del recipiente.

Una ventaja de las microondas es su efecto disruptor de puentes de hidrógeno, lo que produce la reducción del sistema, disminuyendo así su oxidación. No sólo esto, sino que los iones libres migran, aumentando la penetración de disolventes en la matriz y, consecuentemente, se disuelve más soluto (Kaufmann, B et al., 2002).

En el caso de la extracción de polifenoles de la uva, hay estudios que confirman que extrae en unos pocos minutos lo mismo que la extracción convencional en horas, quedando patente la mejora significativa a este respecto. Sin embargo, se debe ser cuidadoso de no sobrepasar los 60 °C, ya que determinados compuestos fenólicos se deteriorarían (Brahim, F. et al., 2014). No obstante, esta técnica posee una importante limitación: su capacidad de penetración, que es de unos pocos cm; por ello, su aplicación industrial se ve muy limitada, ya que se deberían instalar numerosos emisores de microondas dentro de los tanques de extracción, a cortas distancias unos de otros (Álvarez, A. et al., 2017; Thodtenson, E.T. et al., 1999).

Una forma de beneficiarse de los efectos de las microondas paliando sus efectos adversos, es aplicarlas en ciclos de varios segundos, logrando un calentamiento más homogéneo, progresivo y, por lo tanto, más controlado (Flores, E., 2016).

A pesar del interés de los efectos generados por las microondas, debido a sus limitaciones a escala industrial, esta tecnología no resulta interesante por sí sola, sino en combinación con otras y/o como pretratamiento.

3.5.3.3. *Extracción asistida con disolventes presurizados (PL).*

Esta técnica utiliza temperaturas superiores al punto de ebullición del disolvente cuando está a presión atmosférica, pero se emplea la presión suficiente para que se mantenga es estado líquido.

Como se aprecia al comparar con la información del [sub-apartado 3.5.3.4](#), los disolventes presurizados son una versión suave de los fluidos supercríticos, pues en el primer caso se opera en condiciones subcríticas en lugar de supercríticas. De este modo, se logra reducir la tensión superficial y la viscosidad del disolvente, a la vez que aumenta su solubilidad y difusividad. En el caso de los fluidos supercríticos, la solubilidad es algo menor y la difusividad es algo mayor. También se debilitan las fuerzas de Van der Waals (Richter, B.E. et al., 1996; Azmir, J. et al., 2013; Mustafa, A. et al., 2011).

Como es lógico, es deseable emplear disolventes que cumplan con la legislación de seguridad alimentaria, como el agua o, si no es posible, el etanol. Si se emplea agua, las temperaturas más habituales se encuentran entre [100, 374] °C; esto hace que disminuya su constante dieléctrica, con lo que es capaz de extraer adecuadamente compuestos de polaridad media y baja, como los polifenoles (Makris, D.P., 2018).

Esta tecnología disminuye los tiempos de extracción y el consumo de disolventes, además de facilitar la acción de los aceptados en el ámbito alimentario, aunque degrada los compuestos de interés debido a las elevadas temperaturas empleadas, y en ocasiones las extracciones son poco selectivas, además de que implica una inversión económica mayor que las técnicas tradicionales (Moraes, M.N. et al., 2013; Herrero, M. et al., 2013; Hamdan, S. et al., 2011).

3.5.3.4. Extracción con fluidos supercríticos (SC).

La tecnología de fluidos supercríticos ha sido abordada como alternativa novedosa a la extracción convencional con disolventes. Se ha estudiado la extracción de bagazo prensado. Mediante el empleo de dióxido de carbono supercrítico se ha obtenido un rendimiento de la extracción del 3 %, valor que se incrementa hasta un 9 % mediante la adición de un 15 % de etanol como co-disolvente. Este rendimiento es mayor que el obtenido mediante extracción convencional con etanol, pero menor que el resultante de la extracción Soxhlet (de Campos, L.M.A.S. et al, 2008).

Se ha determinado que la extracción supercrítica de bagazo de uva blanca en dos etapas, empleando agua como modificador en la primera y etanol en la segunda, favorece la extracción de proantocianidinas (Da Porto, C. et al., 2014).

Se ha observado que las condiciones óptimas para la extracción de resveratrol a partir de bagazo prensado con dióxido de carbono son 400 bar, 35 °C y 5 % de etanol como co-disolvente. Operando en estas condiciones, la recuperación de resveratrol es mayor que la obtenida mediante extracción convencional con metanol acidificado (Casas, L. et al., 2010). Se han realizado extracciones con dióxido de carbono supercrítico a partir de los extractos de bagazo prensado obtenidos con acetato de etilo. A partir de presiones superiores a 100 bar se han logrado mejoras en los rendimientos de extracción y en la actividad antioxidante de los extractos, que presentaron capacidad antioxidante similar al BHT o a los extractos del romero (Louli, V. et al., 2004). También se ha determinado que los extractos obtenidos a partir de bagazo de uva mediante dióxido de carbono supercrítico presentan una elevada actividad antimicrobiana. Los compuestos presentes en mayor proporción son los ácidos gálico, benzoico y vanílico, así como la epicatequina (Oliveira, D.A. et al., 2013).

Debido al carácter apolar del dióxido de carbono supercrítico, se ha aplicado esta técnica como alternativa al pretratamiento de la materia prima con disolventes orgánicos como el hexano. Existe un proceso de extracción en dos etapas que incluye el pretratamiento con dióxido de carbono supercrítico con el fin de eliminar compuestos no polares. Los resultados muestran que, en general, la etapa de extracción con fluidos supercríticos mejora la extracción final de compuestos fenólicos, aunque la cantidad de antocianinas extraídas no varía (Vatai, T. et al., 2009).

Además, se ha estudiado la viabilidad económica de una planta de extracción supercrítica con capacidad de 0,5 m³ a partir de bagazo de uva. El coste estimado para una concentración fenólica en el extracto de alrededor de 23 g/kg es de 133,16 \$/kg (Farías-Campomanes, A.M. et al., 2013).

Sin embargo, esta tecnología, al igual que la de disolventes presurizados, degrada los compuestos termolábiles y requiere grandes inversiones iniciales.

3.5.3.5. Extracción asistida por enzimas (EAE).

Con el objetivo de reducir la energía necesaria para llevar a cabo determinadas reacciones, incluso acelerarlas, se emplean catalizadores biológicos muy selectivos y potentes denominados enzimas, que logran reacciones irreversibles a una velocidad muy elevada operando en condiciones suaves, obteniendo rendimientos muy altos. Estos catalizadores se catalogan según su especificidad, que puede ser absoluta (solamente reaccionan con un sustrato) o relativa (efectúan un tipo de reacción, como la hidrólisis).

Como se observa en la Figura 3.5-1, las enzimas poseen una zona denominada “sitio catalítico”, donde se acoplan con el sustrato. En caso de ser viable, la reacción se produce en una zona del sitio de unión llamada “centro activo”. Algunas enzimas poseen varios sitios de unión con sus respectivos centros activos. También existen determinados compuestos que inhiben las reacciones, así como otros que las promueven, y ambos tipos pueden acoplarse al sitio catalítico o a otros sitios específicos en los que solamente pueda unirse uno de ellos o ambos (no simultáneamente). Este tipo de enzimas se catalogan

como heterotrópicas. Hay casos en los que la reacción no se cataliza si no está formado un complejo enzima - promotor. (Larrea, V., 2016; García, E., 2016)

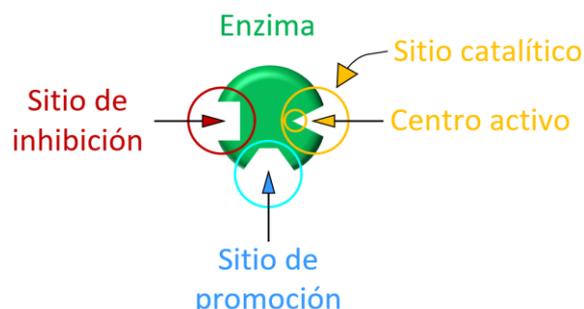


Figura 3.5-1. Ejemplo de esquema simplificado de una enzima heterotrópica.

Basándose en leyes y regulaciones medioambientales, incluso las más estrictas, como las Regulaciones Generales Europeas de Leyes de Alimentos (Cosme, F. et al., 2018; Teixeira, A. et al., 2013; Gligor, O. et al., 2019; Benucci, I. et al., 2017; Leite, P. et al., 2019; Meini, M.-R., 2019), las Buenas Prácticas para el procesamiento de Alimentos de la Administración de los Alimentos y los medicamentos, referentes a la extracción de compuestos bioactivos de las plantas (por ejemplo, la solicitud de productos ecológicamente altamente tolerables, hipoalergénicos...), los métodos de extracción EAE están ganando popularidad frente a los métodos tradicionales, que suponen peligros medioambientales debido a la inflamabilidad y volatilidad de sus componentes, residuos inservibles y la necesidad de muchos pasos e instalaciones para ser llevados a cabo (Gligor, O. et al., 2019).

Los métodos EAE también ofrecen diversas ventajas: condiciones de operación suaves (bajos tiempos de operación (t_{op}) y Temperatura (T)), la posibilidad de emplear todo el tejido vegetal, los pocos pasos requeridos para ejecutar el proceso completo, la especificidad de cada enzima por un sustrato (lo que conlleva una extracción de más componentes bioactivos, mediante el bioacceso incluso a moléculas ancladas a orgánulos celulares como las vacuolas y las paredes celulares vegetales que, de otro modo, resultan inaccesibles). Además, se obtiene un extracto con gran biodisponibilidad y calidad, con bajos niveles de residuos, y a todo esto hay que sumar que esta clase de procesos puede resultar en menores costes de producción.

La Figura 3.5-2 muestra un diagrama de bloques genérico para extracción de componentes bioactivos mediante EAE.

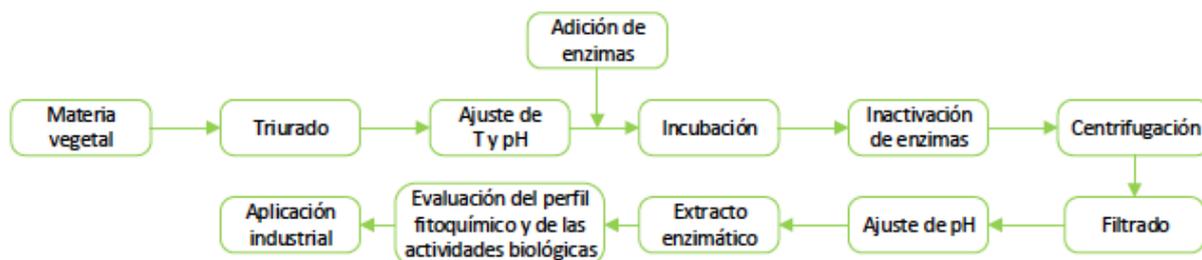


Figura 3.5-2. Diagrama de bloques genérico para extracción de componentes bioactivos mediante EAE.

Mediante esta tecnología, aplicable a escala industrial, se han obtenido buenos rendimientos de recuperación de compuestos fenólicos a partir de hollejo de uva, como se detalla en el Apartado 3.8.

Según **Meini M.-R. et al. (2.019)**, mediante el empleo de enzimas se logran mejoras en el rendimiento de extracción de alrededor del 66%.

3.6. COMPONENTES DE LAS PAREDES CELULARES Y SU DEGRADACIÓN ESPECÍFICA MEDIANTE ENZIMAS

Las paredes celulares vegetales se componen de polisacáridos estructuralmente complejos como la celulosa, la hemicelulosa y las pectinas, así como de lignina (un polímero aromático), incluso de proteínas. Esta estructura confiere estabilidad y resistencia a frente a la extracción de los componentes intracelulares.

Por ello, las enzimas con propiedades hidrolíticas específicas se emplean para romper esta matriz, con la intención de mejorar el acceso a los componentes bioactivos de los espacios citosólicos, incluso a aquellos ligados a las paredes celulares, como se muestra en la **Figura 3.6-1. (Gligor O. et al., 2019)**

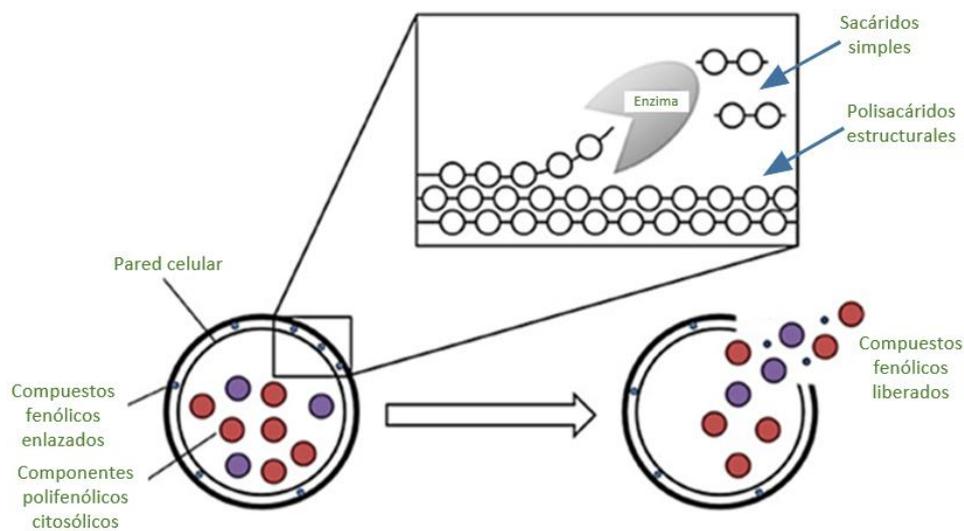


Figura 3.6-1. Liberación de compuestos bioactivos de células vegetales mediante enzimas.

- **Pectinas y pectinasas**

Las pectinas son polímeros formados por unidades de alpha-D-galacturonato y L-rhamnosa ligadas en alpha-1,4 o 1,2, creando los llamados *codos péptidos*.

Los péptidos se clasifican en cuatro grupos principales:

- Protopectinas
- Ácidos péptidos
- Ácidos peptínicos
- Polimetil galacturonato

Cuando se encuentran ligados a la celulosa, los péptidos proveen de rigidez y cohesión a las paredes celulares.

Las enzimas pectinolíticas o pectinasas fueron las primeras enzimas en estar disponibles comercialmente para la producción de vino y zumos, a pesar de que la estructura de las paredes celulares vegetales se determinó tiempo después.

Existen diversas clases de pectinasas:

- Las **protopectinasas**, naturalmente presentes y responsables de solubilizar las, de otra manera insolubilizables, protopectinas de la fruta sin madurar. Se trata de un proceso que ocurre durante la maduración.
- Las **estereasas** o **pectin metil estereasas**, las cuales degradan las unidades esterificadas eliminando los ésteres metóxicos.
- **Depolimerasas**, que están divididas en liasas e hidrolasas, que catalizan la fragmentación de los enlaces glicosídicos.

Hoy en día, las pectinasas son explotadas para mejorar la eficiencia de la industria de los zumos de fruta, ya que mejoran la cantidad de extracto obtenida, así como su filtrabilidad, mientras reducen la viscosidad y mejoran la claridad.

Las enzimas pectinolíticas han demostrado ser especialmente eficientes para la extracción de polifenoles, sobretodo liberando antocianidinas de sus respectivos glicósidos.

Otras aplicaciones se encuentran en la industria textil y en la biomedicina.

La mayoría de mezclas pectinolíticas comercialmente disponibles hoy en día contienen los tres tipos mencionados, además de celulasas y hemicelulasas para obtener un efecto sinérgico general. (Gligor O. et al., 2019)

- **Celulosa y celulasas**

La celulosa es un polímero de glucosa que posee enlaces beta-1,4.

Las celulasas, otra familia de enzimas con mayores aplicaciones industriales, catalizan la ruptura de la celulosa, quedando moléculas de glucosa y celobiosa (dos unidades de glucosa unidas mediante enlaces glucosídicos tipo β -1,4). Dado que este fenómeno se produce mediante hidrólisis, estas enzimas se catalogan como hidrolasas, y como las moléculas obtenidas son glucosa, en particular se catalogan como glucanasas. Puesto que reúnen ambas características se les cataloga como “glicosil hidrolasas”.

La morfología de la matriz celulósica y sus cambios influyen significativamente en la accesibilidad que las enzimas tienen hacia los puntos donde pueden actuar. La mayoría de celulasas tiene una estructura modular que contiene varios dominios estructuralmente independientes y con funciones diferentes: catalíticos y de unión a carbohidratos, los cuales están ligados mediante tramos denominados “linkers”, que son cortos y flexibles, de modo que los módulos catalíticos se encuentran cerca de los de unión a carbohidratos, en este caso particular, de unión a la celulosa (Cellulose Binding Domain o CBD). Los CBD anclan los módulos catalíticos a la superficie de la celulosa, reduciendo la necesidad de que la unión fuerte deba realizarla el dominio catalítico, aumentando la tasa de conversión. En ocasiones, también están presentes más tipos de módulos, pero son menos usuales.

Debido a sus bastas diferencias inter-individuales, las celulasas pueden clasificarse según su funcionalidad, estructura cristalina o, simplemente, dependiendo de su capacidad para escindir el enlace glucosídico interna o externamente (al final de las microfibras de celulosa).

A pesar de que su mecanismo de acción todavía no ha sido completamente determinado, existe una teoría comúnmente aceptada que afirma que su acción hidrolítica es un efecto sinérgico procedente de tres tipos de enzimas:

- **Endoglucanasas:** poseen el centro activo abierto e hidrolizan los enlaces glucosídicos intramoleculares beta-1,4, dejando nuevos grupos terminales disponibles para que actúen las exoglucanasas. Es decir, pueden actuar en cualquier punto de una cadena celulósica, y pueden ser procesivas (no se sueltan de una cadena hasta procesarla por completo) o no procesivas (una vez realizan una ruptura, se liberan y quedan disponibles para realizar otra en otra zona).
- **Exocelulasas:** son enzimas procesivas que poseen el centro activo en forma de túnel. Existen dos tipos, y se adhieren a un extremo de una cadena de celulosa y la procesan por completo generando glucosa y celobiosa:
 - **Celobiohidrolasas:** liberan celobiosa y glucosa.
 - **Glucohidrolasas:** liberan glucosa.
- **β -glucosidasas o celobiasas:** fragmentan la celobiosa en glucosa. Su limitación es la inhibición producida por dicho producto, de manera que éste debe separarse del medio para que puedan mantener una tasa de actividad adecuada.

Las celulasas contribuyen, principalmente, a la extracción y clarificación de zumos de fruta y verduras, así como a la extracción de aceites y a la obtención de ingredientes para alimentos funcionales.

El principal inconveniente del uso de estas enzimas es que sufren de inhibición por sustrato y por producto. En el caso de la inhibición por producto, la celobiosa posee una constante de inhibición de

las celulasas de alrededor del 7% de la actividad inicial, y la glucosa, la sexta parte (Holtzapple M. et al., 1989).

La glucosa puede fermentarse mediante levaduras para obtener bioetanol, que inhibe la actividad enzimática la dieciseisava parte de lo que lo hace la celobiosa. El etanol también puede estar presente en el medio simplemente porque se emplee como disolvente extractor de sustancias como los polifenoles.

Las celulasas más empleadas actualmente, debido a su elevada actividad y estabilidad, son las producidas por los hongos *Trichoderma reesei* y *Aspergillus niger*. En el primer caso, se aprovechan sus endo y exoglucanasas, pero no producen suficientes β -glucosidasas, y éstas se inhiben muy fácilmente por la glucosa. Por ello, se emplean las β -glucosidasas de *Aspergillus niger*, que se obtienen en mayor cantidad y poseen mejores características a este respecto. (Bernal B., 2013)

- **Hemicelulosa y hemicelulasas**

La hemicelulosa está constituida por una variedad de carbohidratos poliméricos heterogéneos lineales homólogos a la celulosa, como son los xyloglucanos y los mannanos.

La hemicelulosa se encuentra enlazada covalentemente a las microfibras de celulosa y lignina, formando ramas estructurales complejas.

Para romper las diferentes formas de hemicelulosa, se requieren diversas actividades.

Las hemicelulasas son ampliamente producidas en la naturaleza por especies fúngicas como la *Trichoderma* o *Aspergillus*, así como en los tractos intestinales de los animales.

Las hemicelulasas se componen de hidrolasas glicosídicas, estereasas carbohidrogenadas, xilanasas, etc.

Habitualmente, las hemicelulasas se prefieren como parte de mezclas enzimáticas comerciales junto a celulasas, permitiendo una actividad de ruptura de las paredes celulares completa a un precio rentable. (Gligor O. et al., 2019)

- **Lignina y ligninasas**

La lignina es un polímero aromático formado de alcoholes fenólicos simples como monolignol, y alcoholes sinapyl y p-coumaryl. Confiere rigidez y estabilidad a las paredes celulares, incrementando la firmeza de las plantas y las frutas.

Las ligninasas difieren de las clases anteriores de enzimas debido a su mecanismo de acción, pues está basado en procesos oxidativos en lugar de en hidrólisis.

Como ejemplos de ligninasas están las fenol-oxidases, las lacasas y las lignin-peroxidases.

A pesar de que solamente son deducciones parciales y recientes, se considera que los procesos catalizados por esta clase de enzimas ocurren mediante generación de compuestos moleculares de baja reactividad que modifican la estructura de la lignina. Esto puede ser uno de los motivos por los que las ligninasas rara vez son empleadas en la industria alimentaria, comparadas con otras familias enzimáticas. (Gligor O. et al., 2019)

3.7. REGULACIONES ACTUALES CONCERNIENTES AL USO DE ENZIMAS EN LA UE

Actualmente, de acuerdo con la Directiva 95/2/EC del Parlamento Europeo y del Consejo, las enzimas como las pectinasas, proteasas y amilasas pueden aplicarse para procesar zumos de frutas, y las hemicelulasas y las celulasas pueden emplearse para el procesamiento de zumos de verduras (Gligor O. et al., 2019).

Las enzimas se consideran aditivos porque los productos finales solamente las contienen en sus formas inactivas y en cantidades reducidas.

3.8. ANTECEDENTES DE LA EAE EN LA EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS

En este apartado se exponen los resultados de diferentes estudios relativos al empleo de enzimas para la extracción de compuestos fenólicos contenidos en tejidos vegetales.

3.8.1. Influencia de los parámetros de operación en los rendimientos de las EAE.

Los siguientes sub-capítulos proporcionan diversos ejemplos de estudios de laboratorio que resaltan la influencia de los parámetros de operación en los procesos EAE (Gligor O. et al., 2019).

- Influencia del tipo de enzima:
 - Celulasa:

En un estudio de Renouard et al. (2010) se probó que es la enzima más efectiva para extraer el secoisolariciresinol de cáscara de linaza (*Linum usitatissimum* L.), al contrario que la beta-glucosidasa. Esto puede explicarse por la mayor capacidad hidrolítica de la celulasa, así como por su alta especificidad por el sustrato para compuestos mucilágicos del lino (beta-galactósidos, alpha y beta-arabinósidos, etc.).

También se ha observado en un trabajo de Chen et al. (2011), que la celulasa de *Penicillium decumbers* exhibe mejor degradación de las paredes celulares de las hojas de Ginkgo biloba L. que la pectinasa de *Aspergillus niger*. Además, transglucosilan en gran medida las agliconas de flavonoles en compuestos más polares y, por tanto, más solubles, mejorando la extracción.

En la extracción de oleoresina 6-gingerol del genjibre (*Zingiber officianlis* Roscoe) con celulasa, cuando se comparan con la aplicación de alpha-amilasa, pectinasa o proteasa, se infieren conclusiones similares a las del párrafo anterior (Nagendra et al., 2013).

También se ha observado que los rendimientos de extracción de antocianinos de la fruta de Sohiong son un 14,61 % superiores cuando se emplean celulasas (Swier et al., 2016).

Meini M-R et al. (2019) concluyen en un estudio que el empleo de celulasas sobre hollejo de uva incrementa el rendimiento de extracción de compuestos fenólicos hasta un 66 %, y su actividad hasta un 80 %.

- Pectinasas:

Se ha observado que la pectinasa posee un efecto similar al de una mezcla de celulasa, tanasa y pectinasa para extraer proantocianidinas de la uva (Fernández et al., 2015). Esto también se ha observado respecto a los fenoles de las manzanas (Pinelo et al., 2008).

- Tanasa:

Cataliza la conversión de los taninos y los ésteres del ácido gálico en ácido gálico y glucosa. Incrementa la recuperación de fenoles totales de la uva en un 78 % a partir de semillas y pulpa de uva, frente al empleo de únicamente el disolvente de extracción (Chamorro et al., 2012).

En cuanto a cuestiones organolépticas, en el caso del té verde, tras emplear tanasa se obtiene un producto con mejor palatabilidad debido a la presencia de epigallocatequina galato y epicatequina galato (Zhang et al., 2016).

- Influencia de las mezclas enzimáticas:

En las propiedades hidrolíticas de las mezclas influye considerablemente su composición, la proporción de cada tipo de enzima y la actividad enzimática (Muniglia et al., 2014). Para asegurar la fragmentación completa de las paredes celulares, se requiere que las enzimas seleccionadas presenten efectos complementarios (Sánchez-Madrigal et al., 2018).

En los casos en los que la hemicelulosa es accesible a la celulosa, ésta mejora el acceso de la celulosa a la celulosa mediante la ruptura de la barrera física que supone la hemicelulosa (Hosni et al., 2013).

En las hojas de té verde, la pectinasa permite la degradación completa de las paredes celulares y la tanasa asegura un aumento de la recuperación de polifenoles simples (Chandini et al., 2015).

Una mezcla de celulasa, pectinasa y beta-glucosidasa puede lograr la degradación total de las paredes celulares y la liberación de polifenoles ligados a ellas, gracias a la sinergia existente entre las enzimas empleadas (Zhou et al., 2017).

Sin embargo, dependiendo del sustrato sobre el que se apliquen, no todas las mezclas presentan sinergias, llegando a darse fenómenos de competición entre las enzimas utilizadas (Boulila et al., 2015).

- Influencia del tiempo de extracción y de la concentración de la mezcla enzimática:

Se ha constatado que, a mayor tiempo de extracción, se da una mayor degradación de los compuestos a extraer (polifenoles), ya que se encuentran más tiempo expuestos a las condiciones de operación, siendo susceptibles de degradarse térmicamente y/o de oxidarse (Muniglia et al., 2014; Xu et al., 2014). Esto se puede paliar aumentando la concentración enzimática de las mezclas, pues se reduce el tiempo de operación de manera significativa (Aliakbarian et al., 2008).

- Influencia de la temperatura de extracción

El aumento de la temperatura de operación disminuye la viscosidad y aumenta la solubilidad, lo que favorece la hidrólisis de las paredes celulares y la extracción de compuestos fenólicos. Sin embargo, exceder determinados valores de temperatura, según el caso, lleva a la detención de la hidrólisis, a la modificación de la conformación 3D de las enzimas, a la oxidación de los polifenoles y a la degradación de ambos (Muniglia et al., 2014). Según Ni et al. (2015), la temperatura máxima permitida a este respecto se encuentra alrededor de 60 °C; si se supera, disminuye el rendimiento de extracción debido a las causas indicadas.

- Influencia del pH

El pH resulta un parámetro importante, pues afecta a las paredes celulares vegetales y a la eficacia de extracción. Un medio de extracción ácido conlleva la desestabilización de los enlaces de hidrógeno de las paredes celulares, aumentando su plasticidad. También influye sobre la actividad catalítica, modificando configuraciones proteicas y mejorando la capacidad de unión a sustratos de las enzimas, por lo que estas habitualmente requieren un medio ácido, con un pH = [4 , 5] en el caso de las celulasas (Ramadan & Moersel, 2009).

- Influencia del disolvente

Existen numerosos estudios en los que se realizan extracciones con disolventes tóxicos, por lo que, a pesar de obtener buenos resultados, debido a la falta de seguridad, queda descartado su uso más allá del laboratorio para generar una base de datos que ayude a estudiar los fenómenos pertinentes. Como ejemplo, se puede tomar el estudio de Diandra et al. (2018), pues se compara multitud de disolventes (80% metanol, 80% etanol, acetona, acetato de etilo, 50% metanol + 48,5% agua destilada + 1,5 % ácido fórmico, 80% metanol + 19% agua destilada + 1 % ácido fórmico) y se determina que el disolvente a emplear se escoge dependiendo de la materia prima a tratar y de los compuestos a extraer. De todos los empleados, el único que cumple con la normativa alimentaria, es la mezcla etanol-agua.

Dado este hecho, la experimentación se ha de centrar en la proporción de ambos componentes en la mezcla, que según Syed et al. (2017), es del 40 % en volumen de etanol para extraer compuestos fenólicos del hollejo de uva tinta.

3.8.2. Resultados obtenidos en la aplicación de las EAE para la obtención de polifenoles de la uva.

Las mezclas enzimáticas han demostrado ser más efectivas a la hora de fragmentar las paredes celulares y extraer compuestos de interés. En el caso de la uva, mediante combinaciones enzimáticas se ha logrado extraer de manera más eficaz polifenoles de su piel, ya que los antocianinos se liberan rápidamente, los flavonoles se deglicosidan en compuestos más sencillos como la quercetina y, finalmente, los ácidos fenólicos extraídos se encuentran ligados a monosacáridos liberados a causa de la degradación de determinados componentes de las paredes celulares, como la pectina o la lignina (Arnous, Meyer, 2010).

En el caso de los arándanos, los extractos obtenidos con mezclas enzimáticas muestran mayor actividad contra los microorganismos responsables de la corta duración del producto y de la patogénesis en humanos provocada por las levaduras, la salmonela y los stafilococos (Dinkova et al., 2014).

Se ha comprobado que la sinergia de las mezclas de enzimas mejora alrededor de un 10% el rendimiento de extracción de polifenoles en olivas, tanto verdes como maduras, además de prolongar su estabilidad hasta más de 3h, lo que conlleva una vida del producto obtenido más larga (Hadj-Taieb et al., 2.012).

A todo esto, se debe añadir que las enzimas mejoran la bioaccesibilidad de las moléculas a extraer, disminuyendo así el problema de la extracción de compuestos que antes del tratamiento no son solubles, y permitiendo el empleo de toda la matriz del vegetal, pues degradan sus tejidos (Gligor et al., 2019). Así, es posible recuperar compuestos de los residuos obtenidos en la elaboración de zumos o vino en los que, mediante otros métodos, no se logran extraer o apenas se obtiene una pequeña cantidad.

Desde la **Tabla 3.8-1** hasta la **Tabla 3.8-6**, se expone un resumen de los resultados de los estudios consultados.

Tabla 3.8-1. Resumen de estudios en los que se emplean enzimas para la extracción de compuestos fenólicos.

Enzimas	Autor	Materia prima	Disolvente	T (°C)	t op. (h)	pH	Cantidad extraída	% mejora*
Celulasas	Renouard et al. (2.010)	Cáscara de linaza	MeOH (70 %)	40	6	2,8	77,2 (mg/g)	> 50 %
	Chen et al. (2.11)	Hojas de Ginkgo Biloba	EtOH (50 %)	40	30	6	28,3 (mg/g)	102 %
	Nagendra et al. (2.013)	Genjibre	EtOH	50	2	[4,5 - 5]	37,5 (mg/g)	32 %
	Swier et al. (2.016)	Fruta de Sohiong	EtOH (60 %)	4	3	-	9,84 (mg/g)	14,61 %
	María-Rocío Meini et al. (2.019)	Hollejo de uva	Agua	-	-	-	7,6 (mg/g)	66 %
	Ramadan & Moersel	Bayas doradas	Agua	50	2	[4 - 5]	0,0616 (mg/g)	92,8 %
Pectinasas	Fernández et al. (2.015)	Uva	EtOH (50 %)	25	4	4,7	550 (mg/g)	72 %
	Pinelo et al. (2.008)	Manzana	EtOH (99 %)	50	1	-	100 (mg/L)	30 %
Tanasas	Chamorro et al. (2.012)	Semillas y pulpa de uva	Acetone (70 %)	35	24	5,5	0,007 (mg/g)	78 %
	Zhang et al. (2.016)	Té verde	Agua	45	1	6	3,5 (mmol/L)	-

Tabla 3.8-2. Resumen de estudios en los que se emplean enzimas para la extracción de compuestos fenólicos (continuación).

Enzimas	Autor	Materia prima	Disolvente	T (°C)	t op. (h)	pH	Cantidad extraída	% mejora*
Mezclas	Arnous y Meyer (2.010)	Piel de uva roja	EtOH (50 %)	55	24	3,6	40 (mg/g)	-
	Hadj-Taieb et al. (2.012)	Aceite de oliva	EtOH (60 %)	-	3,5	5,5	160 (ppm)	10%
Pectinasas y tanasas	Chandini et al. (2.015)	Té verde	Agua	40	2	4,8	159 (mg/g)	14,3 %
Celulasas, pectinasas y beta-glucosidasas	Zhou et al. (2.017)	Olmo	EtOH (50 %)	50	1	5	16 (mg/g)	30 %

*mejora respecto a la extracción con disolventes sin el uso de enzimas

Tabla 3.8-3. Resumen de estudios en los que se analiza la influencia del tiempo de extracción en la extracción de compuestos fenólicos mediante disolventes

Autor	Materia prima	Disolvente	T (°C)	t op (h)	pH	C enzimas óptima	Cantidad extraída
Xu et al. (2.014)	Uva	EtOH (50 %)	50	1	4,8	-	25 (mg/g)
Aliakbarian et al. (2.008)	Oliva	Agua	25	1,5	6,5	25 (ml/kg)	0,88 (mg/g aceite)

Tabla 3.8-4. Resumen de estudios en los que se analiza la influencia de la temperatura en la extracción de compuestos fenólicos mediante disolventes.

Autor	Materia prima	Disolvente	T óptima (°C)	t op (h)	pH	Cantidad extraída
Muniglia et al. (2.014)	General	Agua	60	corto	Ácido	-
Ni et al. (2.015)	Té de camelia	Agua	30	1	5	0,16 (mg/ml)

Tabla 3.8-5. Resumen de estudios en los que se analiza la influencia del pH en la extracción de compuestos fenólicos mediante disolventes.

Autor	Materia prima	Disolvente	T (°C)	t op (h)	pH óptimo	Cantidad extraída
Ramadan & Moersel (2007)	Bayas doradas	Agua	50	2	[4, 5]	0,0616 (mg/g)

Tabla 3.8-6. Resumen de estudios en los que se analiza la influencia del disolvente en la extracción de compuestos fenólicos mediante disolventes.

Autor	Materia prima	Disolvente	T (°C)	t op (h)	pH	Cantidad extraída (mg/g)
Diandra et al. (2018)	Hollejo de uva	80% MeOH	20	6	-	68
		80% EtOH				64,8
		Acetona				49,7
		EtOAc				70,5
		50% MeOH + ácido fórmico				69
		80% MeOH + ácido fórmico				77,8
Syed et al. (2017)	Hollejo de uva	40% EtOH	20	8	-	100

Se observa que en escasos estudios se realiza una investigación completa del proceso de extracción, pues quedan multitud de parámetros sin analizar y, para los analizados, no es posible observar las interacciones entre los parámetros de operación. Además, en ocasiones se emplean disolventes de extracción no aceptados en el ámbito alimentario.

Por todo esto, y debido a la falta de unas directrices de ensayos y análisis de datos consensuados por los científicos del campo de estudio, se han escogido datos de los estudios que se consideran más adecuados para el objetivo propuesto, en base a su claridad y compatibilidad, pese a las carencias que poseen.

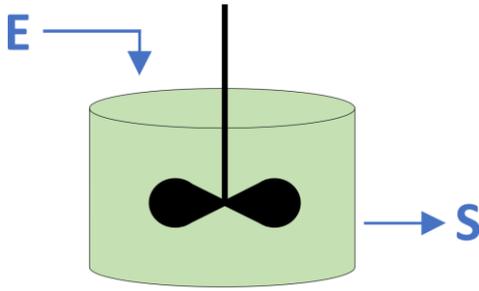
De este modo, se seleccionaron para realizar el diseño de la planta diversos artículos científicos:

- El de **Meini M. R. et al. (2019)** por su estudio de la digestión de hollejo de uva con celulasas.
- El aportado por **Ferri M. et al. (2016)**, que indica los beneficios de procesar el hollejo húmedo en lugar de deshidratado.
- El de **Tobar et al. (2005)**, donde se señala la proporción de enzimas a emplear.
- El de **Brazinha C. et al. (2014)**, en el que se presenta la cantidad de disolución tampón para mantener el pH en el valor óptimo.
- El de **Syed et al. (2007)**, por su análisis de la composición y proporción del disolvente para la extracción de polifenoles, además de la separación de éstos por su tamaño y de la purificación del extracto mediante tecnología de membranas.
- Finalmente, el de **Haseeb Nawaz (2006)**, en cuanto a la relación sólido-disolvente y a la cantidad de ciclos de extracción óptimos.

3.9. REACTORES QUÍMICOS

En este apartado se exponen los tipos básicos de reactor y sus modos de funcionamiento, para así justificar la selección del más adecuado para llevar a cabo la digestión enzimática de residuos vegetales. En la **Tabla 3.9-1** se muestran los esquemas simplificados de los modelos básicos de reactor.

Tabla 3.9-1. Tipos básicos de reactores y modos de operación.

	De tanque agitado		De flujo pistón (RFP) o "p"
	Operación en discontinuo (RDTA) o "d"	Operación en continuo (RCTA) o "m"	Operación en continuo
Ecuación de diseño	$t = - \int_{C_{A0}}^{C_{At}} \frac{dC_A}{r_A}$	$\tau = \frac{C_{A0} \cdot X_A}{r_A}$	$\tau = - \int_{C_{A0}}^{C_{Af}} \frac{dC_A}{r_A}$
			

Cuando el tiempo espacial para obtener una conversión adecuada de reactivos en productos es elevado, si se emplea un reactor de flujo pistón (RFP), éste ha de ser muy largo y/o instalar un circuito de recirculación, y en ocasiones se han de instalar varios RFP en serie, cosa que aumenta la conversión. Sin embargo, cuando las cantidades a tratar son muy elevadas, no resulta factible emplear este tipo de configuración.

En cambio, los reactores de tanque agitado (RTA) resultan más adecuados cuando los reactivos han de estar en contacto mucho tiempo. A los reactores discontinuos también se les puede acoplar un sistema de recirculación, y se pueden instalar varios en serie, cosa que mejora la conversión, además de que el volumen ocupado por el conjunto de reactores es menor que el que ocuparía un solo reactor para alcanzar dicha conversión mejorada. Esto implica más facilidades constructivas en cuanto a cada tanque y sus accesorios, pues no han de ser tan grandes y pesados, pero se debe tener en cuenta que se ha de adquirir más instrumental que necesariamente ha de ir asociado a cada reactor (agitadores, sensores...). (Navarro, J., 2014; Álvarez, S., 2014)

3.10. TECNOLOGÍA DE MEMBRANAS

La tecnología de membranas es eficaz y eficiente en cuanto a la separación de compuestos de disoluciones siempre que se escojan los materiales, conformaciones, configuraciones y condiciones de operación adecuadas. Se ha demostrado que es útil para la purificación de extractos de compuestos fenólicos de la uva.

Diferentes autores han estudiado el empleo de distintas membranas de microfiltración (MF), ultrafiltración (UF) y ósmosis inversa (OI) para fraccionar los polisacáridos y compuestos fenólicos presentes en las corrientes de lías producidas durante la elaboración de vino (Giacobbo et al., 2013a, 2013b, 2015).

En la bibliografía se han empleado membranas de UF para la concentración de los extractos obtenidos mediante disolventes orgánicos a partir de bagazo prensado (Shi et al., (2005). Esta tecnología se ha aplicado también para concentrar compuestos fenólicos (Nawaz et al., 2006) y para obtener distintas fracciones de proantocianidinas (Santamaría, B. et al., 2002) a partir de los extractos crudos de semillas de uva. Algunos autores también han estudiado el efecto de diferentes membranas de UF para recuperar compuestos fenólicos a partir de los extractos alcohólicos de los lodos producidos durante la decantación del vino. Por ejemplo, las membranas de polisulfona de 100 kDa permiten separar los compuestos fenólicos de la pectina, mientras que las membranas de fluoropolímero de 1 kDa permiten separar ácidos hidroxicinámicos (en la corriente de permeado) de antocianidinas y flavonoides (en la corriente de rechazo) (Galanakis et al., 2013).

3.10.1. Introducción a los procesos de membrana.

La tecnología de membranas emplea un proceso físico de separación de corrientes fluidas en el que la membrana ejerce de barrera selectiva, permitiendo el paso de algunas sustancias a su través (permeado) en mayor proporción, mientras que restringe o impide el paso de otras (rechazo). Esta selectividad se debe a las propiedades físicas y químicas de la membrana y de los componentes que forman la disolución. Estas propiedades pueden ser tales como el tamaño molecular, la carga eléctrica, etc.

Existe una amplia tipología de membranas atendiendo a multitud de factores como son su composición, su conformación, su morfología, el tipo de fuerza impulsora o el mecanismo de separación.

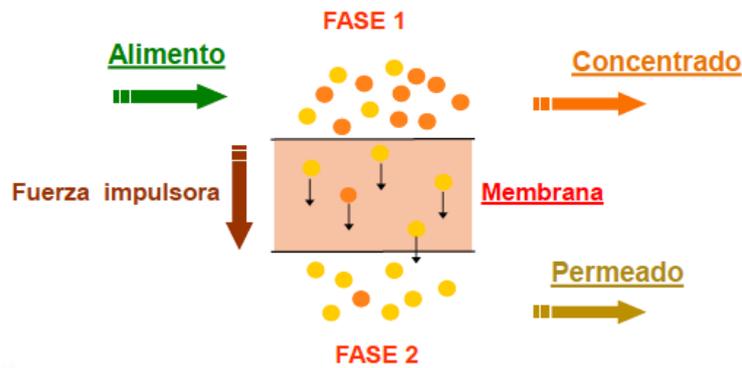


Figura 3.10-1. Esquema básico de funcionamiento de una membrana.

Como se observa en la [Figura 3.10-1](#), la corriente alimento fluye tangencialmente a la membrana, a través de la cual permean determinados componentes gracias a la fuerza impulsora del proceso. De este modo, se obtienen dos corrientes, una de rechazo o concentrado, y otra de permeado.

Cabe anotar que existen casos en los que el flujo es perpendicular al plano de la membrana (operación en modo “dead-end”), pero el ensuciamiento de la misma es mucho mayor.

Según el objetivo del proceso, las operaciones con membranas se catalogan del siguiente modo:

- Concentración: cuando la corriente de interés es el rechazo, eliminándose el disolvente a través de la membrana.
- Purificación: eliminación de impurezas a través de la corriente de permeado o de rechazo, siendo la otra corriente la de interés.
- Fraccionamiento: cuando ambas corrientes resultan de interés.

Las instalaciones de membranas se caracterizan por componerse de equipos relativamente pequeños y por ser compactas. Son modulares, por lo que su adaptabilidad es elevada. También se pueden combinar con otros procesos. Además, su montaje, operación y desmontaje son sencillos.

El coste de inversión de estas instalaciones, en ocasiones, puede ser mayor que el de las que empleen tecnologías diferentes, pero el coste de operación es inferior, por lo que en numerosas situaciones resultan más rentables.

El principal inconveniente de estos sistemas es el ensuciamiento de las membranas, que reduce su permeabilidad, selectividad y vida útil. Para ralentizarlo y eliminar en la medida de lo posible la suciedad, se deben realizar las limpiezas pertinentes como se expone en el [Apartado 3.10.5](#). (Alcaina, M.I., 2016; Álvarez, S., 2017).

3.10.2. Clasificación de los procesos de membrana según sus parámetros significativos.

Las membranas se clasifican atendiendo a diferentes características, como se muestra a continuación:

- **Según la fuerza impulsora:**

Las sustancias pueden permear a través de la membrana a causa de la existencia de gradientes de concentración (difusión), de gradientes de carga eléctrica (migración de especies iónicas) o de gradientes de presión (convección).

En la [Error! Reference source not found.](#) se muestran procesos de membranas convencionales, así como no convencionales, pues su investigación es reciente. Uno de estos procesos, la ósmosis directa, emplea como fuerza impulsora gradientes de presión osmótica. Sin embargo, los estudios se encuentran todavía en fases muy iniciales como para ser aplicados a gran escala.

Tabla 3.10-1. Procesos de membranas clasificados según la fuerza impulsora.

Proceso	Fase 1 (Alimento)	Fase 2 (Permeado)	Fuerza impulsora	Tipo de membrana
Microfiltración	L	L	Gradiente de presión	Porosa
Ultrafiltración	L	L	Gradiente de presión	Porosa
Nanofiltración	L	L	Gradiente de presión	Nanoporosa
Ósmosis inversa	L	L	Gradiente de presión	Densa
Diálisis	L	L	Gradiente de presión	Densa
Electrodiálisis	L	L	Gradiente de potencial eléctrico	Densa de intercambio iónico
Pervaporación	L	G	Gradiente de presión parcial	Densa / Porosa
Separación de gases	G	G	Gradiente de presión parcial	Densa / Porosa
Ósmosis directa	L	L	Gradiente de presión osmótica	Densa
Destilación osmótica	L	L	Gradiente de presión de vapor	Porosa
Destilación por membranas	L	L	Gradiente de presión de vapor	Porosa
Contactores de membranas	L	L	Gradiente de presión de vapor, temperatura o concentración	Porosa

- **Según su composición:**

Dependiendo de la composición, las membranas poseen diferente afinidad por determinadas moléculas.

Las membranas pueden estar formadas por materiales orgánicos (poliméricas, que pueden ser naturales o sintéticas) o inorgánicos (cerámicas, metálicas o de vidrio, siempre sintéticas).

Actualmente, se emplean predominantemente las membranas poliméricas sintéticas, debido a que al ser las más desarrolladas, existe mayor variedad, pudiendo escoger la más adecuada para cada aplicación. Además, son menos frágiles y su precio es menor.

A pesar de su mayor coste, las membranas basadas en materiales inorgánicos están adquiriendo relevancia con el paso del tiempo, ya que existe la necesidad de emplear condiciones de operación y/o limpiezas intensas en algunas aplicaciones, y las membranas poliméricas no son tan resistentes a tratamientos térmicos, químicos ni a esfuerzos mecánicos (salvo a impactos). Por ello, las membranas inorgánicas poseen mayor vida útil en condiciones favorables.

- **Según su morfología:**

Las membranas pueden poseer una estructura porosa o densa. Cuanto mayor sea la porosidad (fracción de huecos en el volumen ocupado por la membrana), mayor será la densidad de flujo de permeado ($m^3/(h \cdot m^2)$). En cuanto a la geometría de los poros, cuanto menor sea la tortuosidad (relación entre el espesor de la membrana y la longitud del poro), las moléculas permearán con mayor facilidad, por lo que se obtendrá una mayor densidad de flujo de permeado.

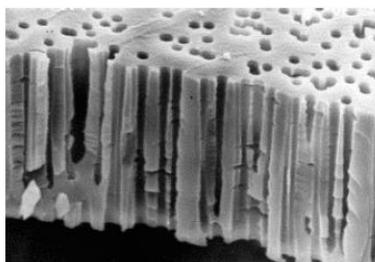
Obviamente, existe un límite máximo para el valor de la porosidad, dependiendo del material y la geometría de la membrana, ya que, si dicho valor es excesivo, la membrana no resultará lo bastante resistente mecánicamente.

En cuanto a la simetría de las membranas, las simétricas presentan una estructura similar en todo su espesor, mientras que las asimétricas están formadas por dos capas diferenciadas.

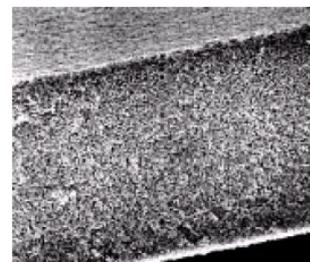
- Membranas simétricas:

Pueden ser cilíndricas o esponjosas, como se muestra en la [Figura 3.10-2](#).

Cilíndricas



Esponjosas



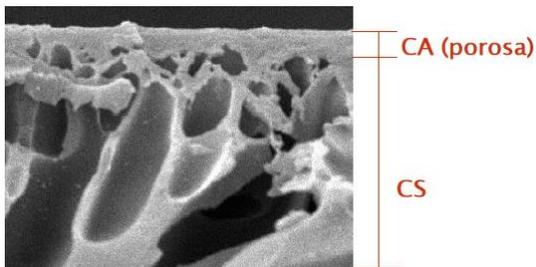
[Figura 3.10-2](#). Membranas cilíndricas y esponjosas.

- Membranas asimétricas:

En ellas se diferencian las dos capas siguientes (ver **Figura 3.10-3**):

- Capa activa (CA): capa densa y fina que se encuentra en contacto con la corriente de alimento. Determina la selectividad y permeabilidad de la membrana. Puede ser porosa o densa.
- Capa soporte (CS): capa porosa que proporciona resistencia mecánica, afectando mínimamente al flujo de permeado (J_p). Es más gruesa que la CA.

CA porosa (MF y UF)



CA no porosa (NF y OI)

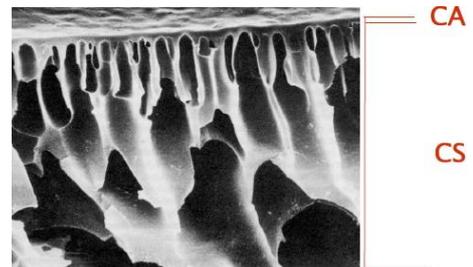


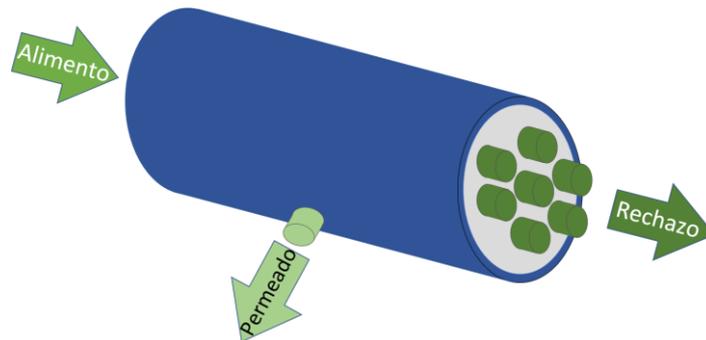
Figura 3.10-3. Membranas asimétricas con capa activa (CA) porosa y no porosa (CS: capa soporte; MF: microfiltración, UF: ultrafiltración; NF: nanofiltración; OI: ósmosis inversa).

La resistencia a la transferencia de masa se debe, en gran parte, al espesor de la membrana, por lo que resultan de especial interés las membranas asimétricas con CA fina, debido a su elevada selectividad y permeabilidad, de modo que la transferencia de materia queda determinada casi totalmente por dicha capa.

- **Según su conformación:**

En cuanto al formato de las membranas, se tienen las siguientes opciones:

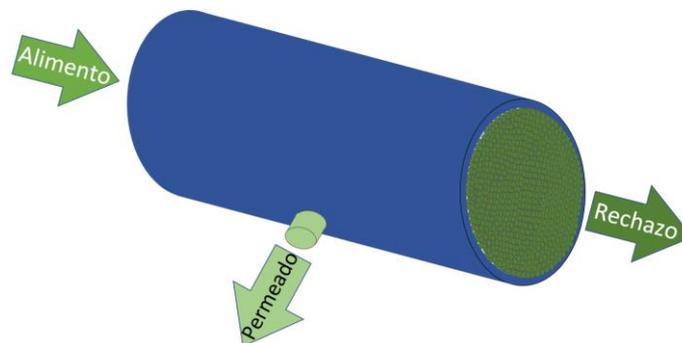
- **Tubular:** se presentan como tubos perforados en dirección axial. Su operación y limpieza es bastante sencilla, ya que los canales por los que circula el alimento son grandes en comparación con los del resto de configuraciones. Es adecuada para alimentaciones con partículas en suspensión y para sustancias que generen grandes problemas de ensuciamiento por formación de capa gel, pues es más fácil de limpiar. Este tipo de membrana se ilustra en la **Figura 3.10-4**.



Tubular	Longitud	Diámetro	Área específica
	$L \approx [0.5, 3] \text{ m}$	$\phi \approx [1, 3] \text{ cm}$	$S/V \approx [25, 300] \text{ m}^2/\text{m}^3$

Figura 3.10-4. Membrana tubular (Elaboración propia).

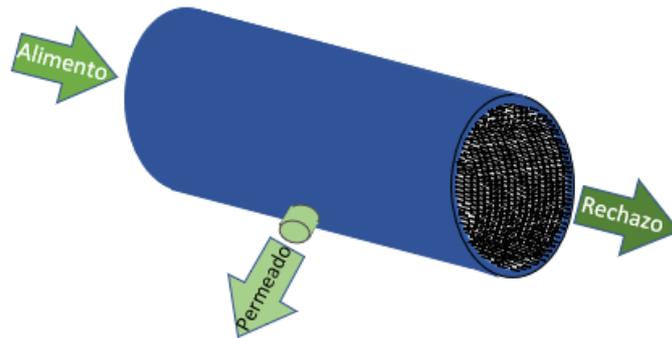
- **Capilar:** su geometría es alargada y muy fina, con un estrecho orificio en la dirección longitudinal. Junto con la conformación tipo fibra hueca, son las más difíciles de limpiar, puesto que los canales de paso del alimento son extremadamente pequeños. Sin embargo, resultan altamente recomendables cuando las condiciones de operación lo permiten (bajo contenido en sólidos), pues son configuraciones muy compactas que ocupan un espacio muy reducido. Solamente las membranas poliméricas se pueden configurar de esta manera. Esta clase de membrana se muestra gráficamente en la **Figura 3.10-5**.



Capilar	Longitud	Diámetro	Área específica
	$L \approx [0.5, 3] \text{ m}$	$\phi \approx [0.05, 1] \text{ cm}$	$S/V \approx [600, 1200] \text{ m}^2/\text{m}^3$

Figura 3.10-5. Membranas capilares (Elaboración propia).

- De fibra hueca: las membranas conformadas como fibras huecas son hebras largas y extremadamente finas, por lo que presentan una superficie específica muy elevada, siendo la conformación más compacta de todas y, lamentablemente, presentan bastantes problemas de ensuciamiento y limpieza, por lo que deben utilizarse con alimentaciones convenientemente pretratadas. En la **Figura 3.10-6** se expone una ilustración de este tipo de membranas.



Fibra hueca	Longitud	Diámetro	Área específica	Espesor
	$L \approx [0.5, 3] \text{ m}$	$\phi \approx [0.025, 1.25] \text{ cm}$	$S/V \approx 3000 \text{ m}^2/\text{m}^3$	$e \approx [5, 200] \mu\text{m}$

Figura 3.10-6. Membranas de fibra hueca (Elaboración propia).

- Planas: empleadas para experimentación en laboratorio y a escala piloto, pues su relación de área de contacto frente al volumen ocupado es baja. Dado que son planas, su limpieza resulta sencilla. Un esquema ilustrativo de esta clase de membranas se presenta en la **Figura 3.10-7**.

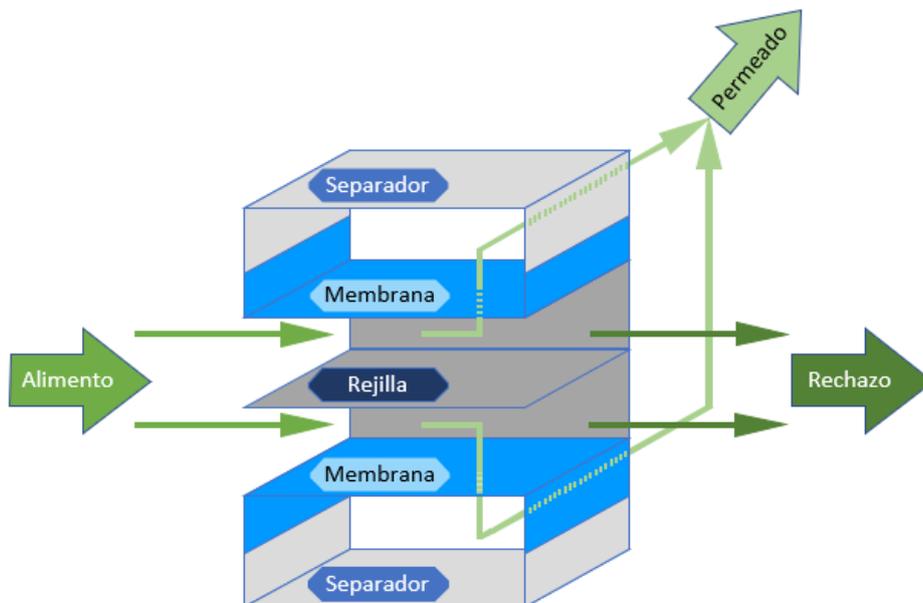
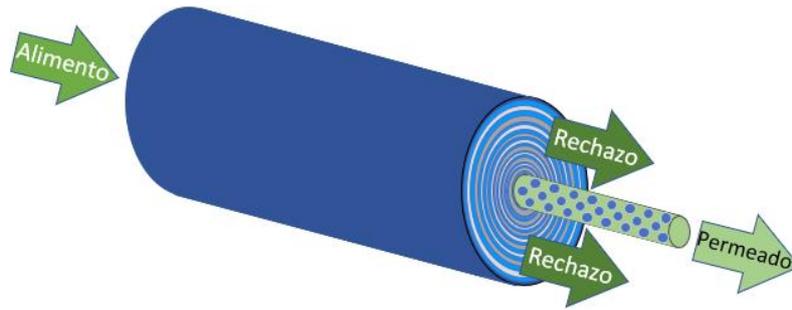


Figura 3.10-7. Esquema básico de funcionamiento de una configuración con membranas planas (i) (Elaboración propia).

- **Arrolladas en espiral:** se trata de membranas planas que se han envuelto alrededor de un tubo central perforado por donde se recoge el permeado, formando una espiral. De este modo, se logra una elevada relación área/volumen. La operación y limpieza de las membranas dispuestas en esta configuración es algo más delicada que la de las membranas planas, puesto que una velocidad tangencial del alimento demasiado elevada puede dar lugar a una deformación telescópica de la espiral, aunque existen dispositivos que ayudan a evitar este inconveniente. A esta tipología solamente pertenecen las membranas poliméricas, puesto que las cerámicas no se pueden doblar. En la **Figura 3.10-8** queda ilustrado este tipo de membranas.



Cilíndrica	Longitud	Diámetro	Área específica
	$L \approx [0.5, 1.5] \text{ m}$	$\phi \approx [6, 20] \text{ cm}$	$S/V \approx [1.400, 1.600] \text{ m}^2/\text{m}^3$

Figura 3.10-8. Membrana arrollada en espiral (Elaboración propia).

- **Según su umbral de corte molecular (Molecular Weight Cut Off o MWCO):**

Se trata de una aproximación del diámetro promedio de los poros de la membrana. El umbral de corte molecular de la membrana corresponde al peso molecular para el cual se retiene el 90% de las moléculas. Obviamente, cada molécula tiene una geometría diferente, por lo que, a pesar de ser referencias útiles, no dejan de ser aproximaciones.

La equivalencia aproximada entre el diámetro de poro y el peso molecular se muestra en la **Tabla 3.10-2 (Synder Filtration)**.

Tabla 3.10-2. Relación aproximada entre la masa de una molécula y el diámetro de poro de una membrana capaz de retenerla.

Diámetro de poro (μm)	0,001	0,01	0,10	1,00
Peso molecular (Da)	200	10.000	100.000	500.000

En la **Tabla 3.10-3**, se recogen los tipos de procesos en los que la fuerza impulsora es un gradiente de presión. En ella se exponen los rangos de aplicación de las membranas según su corte molecular, su morfología y el rango de presión aplicada.

Tabla 3.10-3. Clasificación de los procesos de membranas que emplean diferencias de presión como fuerza impulsora.

PROCESO	CORTE MOLECULAR (MWCO) [μm]	MAGNITUD DE FUERZA [bar]	ESTRUCTURA	ESPECIES RETENIDAS
Microfiltración (MF)	[10, 0.1]	0.1, 2	Porosa, simétrica o asimétrica	Sólidos en suspensión (s.s.), bacterias
Ultrafiltración (UF)	[0.05, 0.005]	2, 5	Porosa, simétrica o asimétrica	Pigmentos, macromoléculas
Nanofiltración (NF)	[0.005, 0.0005]	5, 20	Nanoporosa, asimétrica	Azúcares, lactosa, iones polivalentes
Ósmosis Inversa (OI)	[0.001, 0.0001]	10, 80	Asimétrica con capa activa densa	Minerales, sales, iones monovalentes

3.10.3. Parámetros de funcionamiento de los procesos de membrana.

La eficacia una membrana queda definida básicamente mediante dos parámetros, la *densidad de flujo de permeado* (J_p), que es una medida de la productividad y el *índice de rechazo*, que es una medida de la selectividad.

Sin tener en cuenta los fenómenos de ensuciamiento, que se exponen más adelante, la densidad de flujo de permeado (J_p) es el volumen de disolución o disolvente que atraviesa la membrana por unidad de tiempo y superficie y es proporcional al gradiente de la fuerza impulsora entre ambos lados de la membrana (dX/dx), siendo la permeabilidad de la membrana (k) la constante de proporcionalidad:

$$J_p \left[\frac{L}{s \cdot m^2} \right] = k \cdot \frac{dX}{dx} \quad \text{Ecuación 1}$$

La densidad de flujo de permeado se define como la capacidad volumétrica de permeado de la membrana en unas condiciones de operación concretas. Se trata de un flujo convertible a flujo másico o molar.

La permeabilidad de una membrana está influida por las características intrínsecas de la membrana y de la disolución (composición, distribución de tamaños de partículas, densidad, viscosidad...), además de por las condiciones de operación (temperatura, presión...). La permeabilidad hidráulica o intrínseca de la membrana se obtiene mediante ensayos con agua ultrapura (osmotizada) para evitar los fenómenos de ensuciamiento (explicados más adelante), los cuales reducen la densidad de flujo de permeado.

La selectividad se define como la capacidad de una membrana para separar unos componentes de otros. Se suele expresar mediante el *índice de rechazo* (R).

En el caso de disoluciones acuosas compuestas por un disolvente (habitualmente agua) y un soluto, resulta conveniente expresar la selectividad en términos del *índice de rechazo* hacia el soluto que se ve parcial o totalmente rechazado, mientras que el disolvente permea a través de la membrana. Este índice se define mediante:

$$Ri = \frac{(Ci_A - Ci_P)}{Ci_A} = \left(1 - \frac{Ci_P}{Ci_A}\right) \cdot 100 \quad \text{Ecuación 2}$$

donde C_{iA} es la concentración del componente “i” en el alimento, y C_{iP} en el permeado.

Un *índice de rechazo* del 100 % indica un rechazo completo del soluto por parte de la membrana, y un 0 % indica que la membrana no afecta al paso de dicho compuesto, es decir, esta actúa como un separador de corrientes.

La conversión (también llamada recuperación) se define como la relación entre el caudal permeado y el alimentado, como se indica a continuación:

$$R\eta = \frac{Q_P}{Q_A} \quad \text{Ecuación 3}$$

Otro parámetro importante es el denominado *Factor de Reducción de Volumen (FRV)*, que indica la relación entre la cantidad de fluido que inicialmente había en el tanque de alimentación y la que hay en un momento posterior:

$$FRV = \frac{V_0}{V_t} \quad \text{Ecuación 4}$$

donde V_0 es el volumen inicial en el tanque, y V_t es el volumen en un momento posterior. Lógicamente, la diferencia entre V_0 y V_t es el volumen de permeado V_p . En los procesos que operan en continuo, este parámetro se calcula a partir del cociente entre el caudal de la corriente de alimentación y el caudal de la corriente de rechazo.

Un parámetro vinculado al anterior es el *factor de concentración (FC)*, que se define como:

$$FC = \frac{C_R}{C_A} \quad \text{Ecuación 5}$$

Tanto el FRV como el FC determinan el nivel de concentración que se alcanza, y están influidos por J_p y R . Cuando, para un componente, $R = 100\% \rightarrow FC = FRV$; si $R < 100\% \rightarrow FC < FRV$.

Conforme se obtiene permeado, la concentración de soluto es mayor, por lo que aumenta la densidad de la disolución y también la viscosidad, lo que supone que los componentes a permear tengan mayor dificultad para hacerlo. Además, cuanto mayor es dicha concentración, más favorecidos se ven los fenómenos de ensuciamiento.

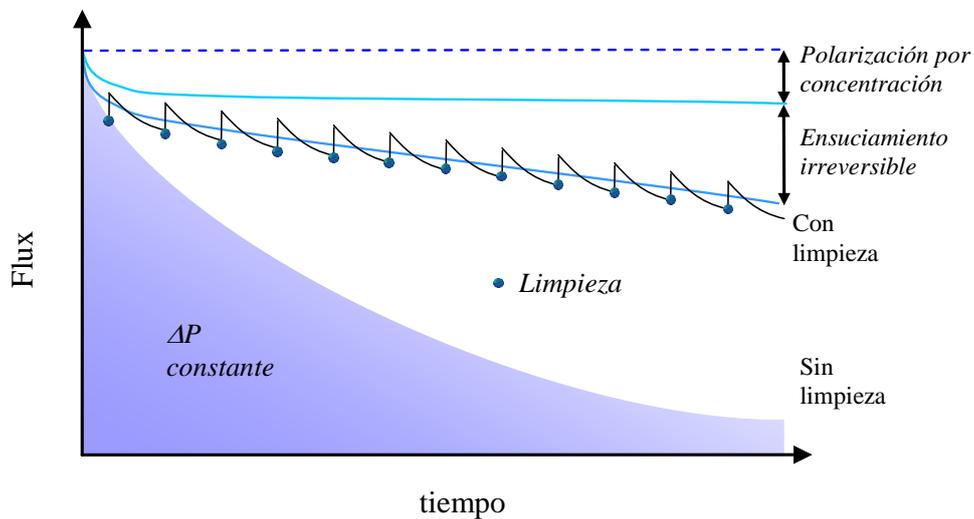
Para solventar este problema, se puede añadir disolvente (usualmente agua) a la corriente de alimentación para diluir la disolución. Este modo de operación se denomina diafiltración. Se suele añadir el mismo caudal de agua que el caudal de permeado. En este caso no se habla de FRV, sino de Factor de Dilución (Dilution Factor o DF), que es la relación entre el volumen (o caudal) de disolvente añadido y el volumen (o caudal) de alimentación.

$$D = \frac{V_{\text{disolvente}}}{V_A}$$

Ecuación 6

3.10.4. Fenómenos de ensuciamiento.

Se observa en la **Gráfica 3-1**, la evolución de la densidad de flujo de permeado a través de la membrana con y sin limpieza cuando se aplica una PTM constante, así como el efecto de la polarización por concentración.



Gráfica 3-1. Efecto de la limpieza de la membrana en la densidad de flujo de permeado a presión constante. (Barredo, D., 2011)

Los fenómenos que reducen la densidad de flujo de permeado con el tiempo se pueden diferenciar en dos grandes grupos: la polarización por concentración y el ensuciamiento propiamente dicho. Ambos tipos se comentan seguidamente.

Polarización por concentración:

Hacia la superficie de la membrana son arrastrados tanto el disolvente como el soluto debido a la acción de la fuerza impulsora. Sin embargo, solamente la atraviesan el disolvente y algunos componentes de dicho soluto, pero no todos. De este modo, se acumulan los compuestos rechazados en la superficie de la membrana, generándose una zona de elevada concentración de dichas sustancias, denominada “capa de polarización”. Si la concentración en esta zona alcanza un determinado valor, se comienza a formar una capa más espesa, denominada “capa gel”, que supone una elevada resistencia al paso de las especies a su través y, por consiguiente, a través de la membrana. En esta situación, la transferencia de materia hacia la membrana viene determinada por la difusión de especies a través de dicha capa, lo que supone un descenso de la densidad de flujo de permeado.

Además, la presencia de dicha capa gel afecta a las propiedades de la membrana, pudiendo afectar a la selectividad de la misma, repercutiendo de manera negativa sobre el proceso.

Para combatir este fenómeno se puede recurrir a diversas estrategias, como pueden ser:

- Promover turbulencias para disgregar las moléculas acumuladas mediante el aumento de la velocidad de paso de la disolución alimento y/o colocación de separadores, incluso empleando membranas corrugadas de modo que se rompa la capa límite.
- Disminuir la densidad de flujo de permeado que atraviesa la membrana, de modo que la zona concentrada se forme más lentamente.
- Aumentar la temperatura, teniendo en cuenta que no se deben alcanzar límites en los que las moléculas se desnaturalizan.
- Añadir agentes químicos que disgreguen las moléculas acumuladas.

Este fenómeno se cuantifica mediante el “módulo de polarización por concentración”:

$$C_{ip} = \frac{C_{im}}{C_{iA}} \quad \text{Ecuación 7}$$

Siendo:

C_{im} : concentración de la especie objetivo en la superficie de la membrana.

Una vez el soluto se concentra sobre la superficie de la membrana aparece difusión hacia el seno de la disolución a causa del gradiente de concentraciones existente. En el estado estacionario, el transporte de materia por difusión hacia el seno de la disolución, el cual sigue la ley de Fick, es igual al flujo convectivo hacia la membrana:

$$J(C_{iA} - C_{iP}) = -D_i \cdot \frac{dC_i}{dx} \quad \text{Ecuación 8}$$

Siendo:

D_i : difusividad de la especie objetivo en el disolvente.

dC_i/dx : variación de la concentración de dicha especie con la posición.

Ensuciamiento:

Este fenómeno disminuye el flujo de permeado conforme se produce la separación de la disolución alimento, afectando también a la selectividad (*factor de rechazo*) y aumentando la pérdida de presión entre la entrada y la salida de la membrana, lo que disminuye la PTM. Las causas de dicho ensuciamiento son las siguientes:

- Adsorción de soluto sobre la superficie de la membrana y/o en el interior de los poros, debido a afinidades químicas.
- Obstrucción de poros debido al bloqueo por parte de moléculas de tamaño similar al de los poros de la membrana, o por acumulación de moléculas que, individualmente, pueden permear.
- Formación de capa gel, que es una red entre las macromoléculas de soluto y el disolvente, a causa de una elevada concentración de soluto en las inmediaciones de la membrana. Este efecto se puede reducir mediante el aumento de la velocidad de paso del fluido, cosa que provoca turbulencias que reducen dicha concentración.
- Formación de precipitados en la superficie de la membrana y/o en el interior de los poros, a causa de la acumulación de soluto o la adhesión de materia en suspensión.

En los procesos impulsados por gradientes de presión, como son la MF y la UF empleadas en el presente Trabajo de Final de Máster (TFM), el flujo convectivo a través de la membrana se define como:

$$J_p = \frac{\Delta P}{\mu \cdot R_T} \quad \text{Ecuación 9}$$

Siendo la constante de permeabilidad: $K = \frac{1}{\mu \cdot R_T}$

Y donde ΔP es la PTM, μ es la viscosidad del fluido y R_T la resistencia total, formada por la suma de las resistencias presentes en el proceso, que son:

- R_m (membrana): resistencia intrínseca debida a la estructura y al material de la membrana. Idealmente, sería la única resistencia en ausencia de soluto.
- R_{pc} (polarización por concentración): resistencia debida a la polarización por concentración.
- R_g (capa gel): debida a la formación de *capa gel* sobre la superficie de la membrana.
- R_{bp} (bloqueo de poros): debida al bloqueo de los poros por moléculas de soluto.
- R_{ads} (adsorción): debida a fenómenos de adsorción de soluto en la superficie y/o en el interior de los poros.

De este modo, se cumple:

$$R_T = R_m + R_{pc} + R_g + R_{bp} + R_{ads} \quad \text{Ecuación 10}$$

El fenómeno de ensuciamiento puede ser reversible o irreversible, siendo el último caso más frecuente cuando se bloquean los poros.

En el caso de la NF y de la OI, también impulsadas por gradientes de presión y empleadas en este TFM, la expresión de la densidad de flujo a través de la membrana considera el efecto del gradiente de presión osmótica ($\Delta\pi$), debido a que las moléculas que se separan tienen reducido peso molecular:

$$J_p = K \cdot (\Delta P - \sigma \cdot \Delta\pi) \quad \text{Ecuación 11}$$

Siendo σ un parámetro de interacción entre el soluto y la membrana, llamado coeficiente de reflexión. Si es = 1, se tiene el modelo de solución-difusión (Raquel et al., 2006).

3.10.5. Protocolos de limpieza.

Los fenómenos de ensuciamiento son diversos y complejos, afectados por multitud de variables como cargas eléctricas, interacciones hidrofóbicas, pH, temperatura, velocidad de flujo, etc. y afectan de forma relevante a las interacciones membrana-soluto. Por ello, dependiendo del caso a tratar, se emplean diferentes métodos de limpieza, pudiéndose combinar entre ellos para obtener la mejor eficacia posible con el menor o nulo daño a la membrana.

A continuación, se exponen los métodos de limpieza más comunes:

Físicos: son menos eficaces que los químicos, pero no generan residuos.

- Aumento de la velocidad de la corriente alimento para arrastrar partículas.
- Inversión en la dirección del flujo mediante la aplicación de una presión en el lado del permeado, superior a la existente en el lado del alimento. De este modo, se pretende eliminar la capa de partículas acumulada sobre la membrana, empujándola hacia la corriente alimento. Estos procesos se denominan back-washing, back-flushing, back-pulsing y back-shocking. Son aplicables únicamente a membranas de MF y a membranas de UF, de elevado MWCO.
- Aclarados con agua para arrastrar partículas.
- Ultrasonidos, que consiste en la aplicación de ondas sónicas a frecuencia ultrasónica, lo que genera cavitaciones en el fluido, de forma que se separan agregados de moléculas y se desprenden solutos adheridos a la membrana o encajados en ella.
- Corrientes eléctricas, que emplean un campo eléctrico que provoca que las partículas cargadas acumuladas sobre la membrana migren en la dirección de dicho campo. Se puede aplicar sin interrumpir el proceso, pero son necesarias membranas conductoras y una colocación especial del módulo con los electrodos.

Químicos: se trata de los métodos más empleados y consisten en hacer circular por el circuito disoluciones capaces de eliminar los compuestos causantes del ensuciamiento de la membrana. Los productos empleados son los siguientes:

- Ácidos, eficaces frente a compuestos inorgánicos.
- Bases, eficaces frente a ensuciamiento de naturaleza orgánica.
- Enzimas, eficaces frente a ciertos tipos de compuestos orgánicos, como proteínas (proteasas) o lípidos (lipasas)
- Desinfectantes, frente a agentes biológicos.
- Complejantes, para reducir la dureza del agua y mantener los depósitos inorgánicos en suspensión.
- Tensoactivos, frente a especies poco solubles en agua, especialmente grasas.
- Otros para acciones específicas: antiespumantes, inhibidores de corrosión...

Se considera que la limpieza es más efectiva cuanto mayor es el grado de recuperación de la permeabilidad de la membrana.

3.10.6. Modos de operación.

Según el objetivo del proceso, se puede operar de diversas maneras, como se expone a continuación. En cualquiera de los esquemas es posible instalar membranas en serie (el rechazo de una es el alimento de la siguiente), en paralelo (el flujo de alimento se divide entre la cantidad de membranas en paralelo, según se necesite) o en serie-paralelo, siendo posibles combinaciones de estos modos según se requiera.

Cuando se opera con membranas en serie, las últimas reciben un alimento más concentrado, por lo que se ensucian antes. Tras la limpieza, se sitúan en las primeras posiciones para compensar, y el resto avanza una posición.

Los procesos de membranas pueden operar en continuo o en discontinuo, siendo los modos de operación los que se describen a continuación:

- Operación en discontinuo (Batch):

Se denomina de este modo a la operación en la que la corriente de alimento se impulsa desde el tanque de alimento hacia el/los módulo/s de membranas, y el rechazo se retorna al tanque de alimento. Lógicamente, la concentración de la/las sustancia/s rechazadas por la membrana aumenta con el tiempo, y el volumen de fluido en el tanque va disminuyendo porque parte atraviesa la membrana. Debido al ensuciamiento y el aumento de la concentración, el caudal de permeado y la selectividad de la membrana se reducen, lo que aumenta la concentración de componentes indeseados en el permeado.

Para paliar este efecto, como se ha comentado en el [Apartado 3.10.3](#), se puede operar en modo diafiltración, rellenando el tanque de agua y diluyendo así el rechazo.

Un esquema simplificado se muestra a continuación, en la [Figura 3.10-9](#).

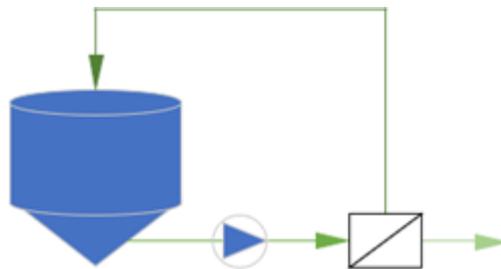


Figura 3.10-9. Operación en discontinuo con recirculación abierta (elaboración propia).

En la realidad, para evitar la pérdida de energía que supone devolver el rechazo directamente al tanque de alimento, parte del mismo se dirige hacia una segunda bomba en serie con la primera; dicha bomba solamente aporta la energía perdida en la recirculación del rechazo. Lógicamente, para evitar problemas, se incluye una recirculación hacia el tanque unida a la recirculación comentada. Este esquema se muestra en la [Figura 3.10-10](#).

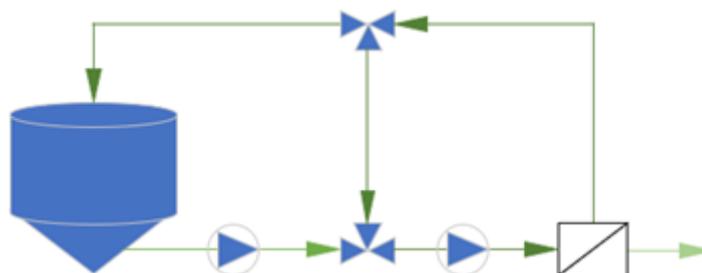


Figura 3.10-10. Operación en discontinuo con recirculación cerrada (elaboración propia)

- Operación en continuo de paso único:

En este caso se opera de forma continua sin recircular el rechazo al tanque de alimento ni a la membrana de la que proviene. El esquema es el que se muestra en la **Figura 3.10-11**.

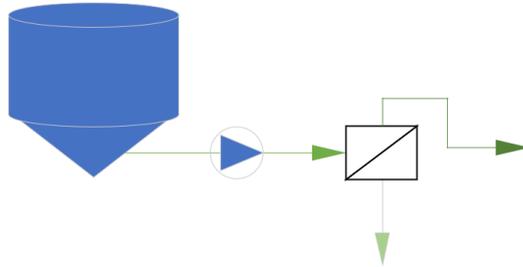


Figura 3.10-11. Operación en continuo con paso único (elaboración propia)

Existe una configuración de operación denominada “piramidal”, que se emplea principalmente con membranas de NF y OI, puesto que, debido a que tienen menores problemas de ensuciamiento que en el caso de la MF y la UF, se alcanzan conversiones elevadas en cada módulo de membranas. Para aumentar la conversión global del proceso, se opera habitualmente de forma piramidal. En la **Figura 3.10-12** se muestra el esquema correspondiente a esta configuración.

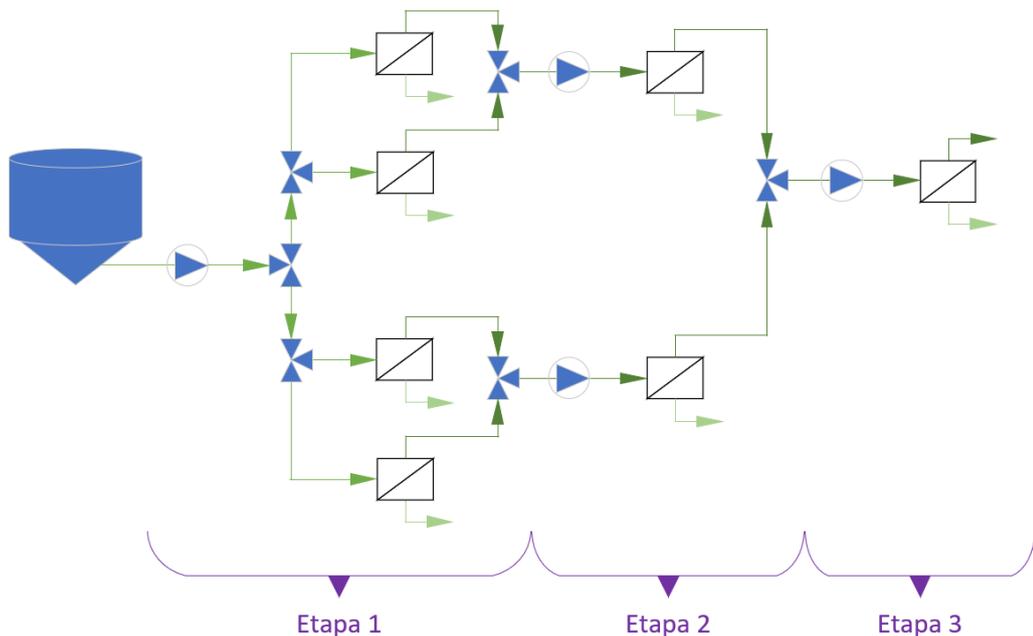


Figura 3.10-12. Configuración piramidal (elaboración propia)

Se pueden instalar las etapas necesarias según los requisitos de la instalación.

- Operación en continuo con recirculación (Feed & Bleed):

Este tipo de configuración se utiliza cuando se desea operar en continuo, pero a la vez se desea incrementar la concentración alcanzada, así como también operar con caudales a la entrada de cada membrana suficientemente elevados. Para ello, se recircula parte del rechazo a la membrana. El problema de este modo de operación es que a la membrana le llega una corriente muy concentrada, por lo que la densidad de flujo de permeado es reducida. Para evitar este inconveniente, se opera con varias etapas en serie, de modo que cada membrana se alimenta con el rechazo de la membrana anterior. Esto se observa en la **Figura 3.10-13**.

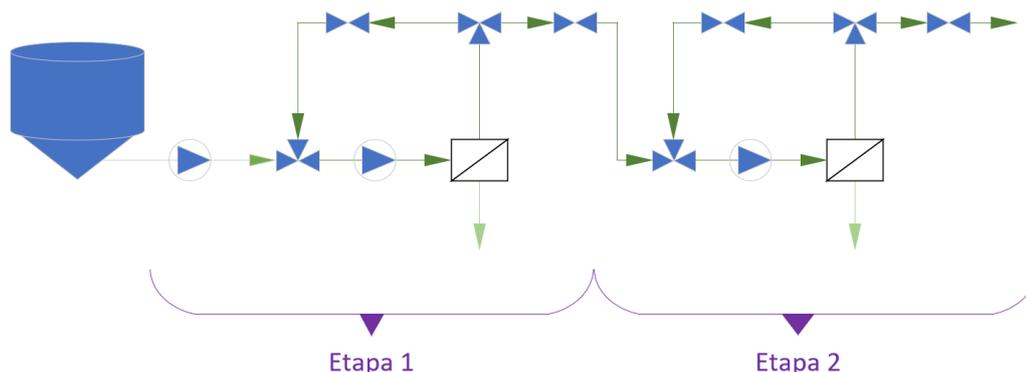


Figura 3.10-13. Esquema del modo de operación Feed & Bleed con dos etapas en serie (elaboración propia)

3.11. ANTECEDENTES DE LA TECNOLOGÍA DE MEMBRANAS EN LA PURIFICACIÓN DE EXTRACTOS DE COMPUESTOS FENÓLICOS DE LA UVA

A pesar de que el uso de la tecnología de membranas para la recuperación y concentración de compuestos fenólicos a partir de materia vegetal no está muy implementado a escala industrial, a escala de laboratorio y planta piloto se han realizado estudios que muestran resultados lo bastante adecuados para que esta tecnología se emplee de manera habitual con dicho fin. A continuación, se presentan algunos estudios que respaldan el empleo de la tecnología de membranas a nivel industrial.

En el trabajo de recopilación realizado por Roberto **Castro-Muñoz et al. (2016)**, se analiza la recuperación de subproductos como los polifenoles a partir de subproductos de la industria agrícola, entre ellos la uva. En él se indica que, según **Nawaz H. et al (2006)**, mediante membranas de poliméricas (ésteres mezclados de celulosa) de 200 Da de corte molecular, en configuración espiral, se logra recuperar, en el permeado, un 11,40% de los compuestos fenólicos presentes en las semillas de la uva. También se señala que, según **Díaz-Reinoso et al. (2009)**, mediante membranas de 1.000 Da de corte molecular en configuración espiral se recupera, en el permeado, más del 70% de dichos compuestos. Lógicamente, en el primer caso, debido al menor tamaño de poro, se separan compuestos de menor tamaño molecular, de ahí la gran diferencia de resultados.

En el estudio de **Galanakis et al. (2013)**, se presenta el resultado del estudio de **Santamaría et al. (2002)**, en el que se logra una recuperación de proantocianidinas diméricas y triméricas de más del 70% en el rechazo, y de monoméricas de alrededor del 30% en el permeado, empleando membranas tubulares de 20 kDa de corte molecular, fabricadas en polisulfona.

En el estudio realizado por **Yammine S. et al. (2019)**, se indica que las membranas con un MWCO entre 150-400 Da logran un rechazo de antocianinas de, aproximadamente, el 95%.

También queda patente la utilidad de la tecnología de membranas en el estudio de Syed et al. (2017), donde se indica que se logra separar los compuestos fenólicos monoméricos de los oligoméricos y poliméricos. Los compuestos fenólicos monoméricos se recuperan en el permeado, observándose un rechazo a estos compuestos del 59%, mientras que el rechazo a los compuestos oligoméricos y poliméricos fue del 55% y 97 %, respectivamente con una membrana de 900 Da fabricada en poliimida.

En la **Tabla 3.11-1** se resumen los resultados principales de los trabajos consultados.

Tabla 3.11-1. Antecedentes de la tecnología de membranas en la purificación de extractos de compuestos fenólicos de la uva.

Autor	Umbral de corte molecular de la membrana	Compuestos recuperados	% recuperado en la corriente correspondiente
Haseeb Nawaz et al. (2.006)	200 Da	Compuestos fenólicos totales	11,40 % (permeado)
Díaz Reinoso et al. (2.009 y 2.010)	1.000 Da	Compuestos fenólicos totales	70 % (rechazo)
Santamaría et al. (2.002)	20.000 Da	Proantocianidinas diméricas y triméricas (rechazo) respecto a las monoméricas (permeado)	70 % (rechazo triméricas) y 30 % (rechazo monoméricas)
Sami Yammine et al. (2.019)	[150 – 400] Da	Antocianinas	95 % (rechazo)
Syed et al. (2.017)	900 Da	Compuestos fenólicos monoméricos	41 % (permeado)

4. METODOLOGÍA

Inicialmente se realizó una búsqueda bibliográfica acerca de los compuestos objeto de estudio, los polifenoles. Esto incluye, como se observa en el Apartado 3 de la presente memoria, sus funciones biológicas y sus características estructurales.

Tras recopilar la información indicada, se llevó a cabo una documentación acerca de los métodos de extracción, así como de purificación, la cual recoge sus implicaciones a nivel cualitativo, cuantitativo y económico.

Con los datos obtenidos se seleccionaron las tecnologías a emplear y las condiciones de operación.

Una vez clara la información previa requerida para llevar a cabo el proyecto y seleccionadas las tecnologías a emplear, se pasa a la fase de diseño general, en la que se plantea el proceso mediante diagramas de bloques y de flujo.

Tras la fase general, se pasa a la fase de diseño de detalle, donde se determinaron las necesidades particulares de cada equipo y de las conducciones, para operar adecuadamente partiendo de los datos de entrada fijados y obtener los resultados deseados. Una vez determinados los valores de los parámetros necesarios para el funcionamiento de la instalación, se seleccionaron los elementos que la componen.

Finalizado el diseño de detalle, se delineó el diagrama de flujo de la instalación y, con todo lo anterior, se calculó el presupuesto de ejecución del presente proyecto.

5. DESCRIPCIÓN DE LA INSTALACIÓN

5.1. DESCRIPCIÓN GENERAL

La instalación diseñada es capaz de extraer polifenoles de residuos sólidos de uva de la industria vitivinícola tras su digestión enzimática mediante celulasas, empleando como disolvente una mezcla etanol-agua, siendo en parte extraída del vino producido, obteniendo de este modo un vino bajo en etanol, que en este proyecto se denomina vino concentrado. En esta instalación se recuperan y reutilizan parte de las enzimas y del disolvente empleado, así como de la disolución tampón. Se generan dos corrientes de residuos: una líquida que se debe enviar a depuradora, y otra sólida que se ha de enviar a compostaje, de forma que se podría emplear en el propio campo de cultivo por su contenido en nutrientes.

Las enzimas empleadas son celulasas, pues la mayor parte del tejido de la uva es celulosa. Para mantener un adecuado pH (4,7) para el funcionamiento de las enzimas, se emplea citrato sódico como disolución tampón, pues no presenta ningún problema para la salud en las concentraciones aplicadas.

Para lograr los objetivos planteados, la materia empleada pasa por diferentes procesos que se explican a continuación.

De entre todas las valiosas técnicas expuestas en la introducción de este documento, se escoge la combinación de la **tecnología de extracción con disolventes asistida por enzimas junto con la de membranas**, debido a sus buenos rendimientos a escala de laboratorio, a su bajo coste de operación, a que se trata de tecnologías respetuosas con el medioambiente y a la posibilidad de emplearlas a escala industrial. De este modo, primero se degradan las paredes celulares mediante enzimas, liberándose así los polifenoles, que extraídos con una mezcla de etanol-agua, y son finalmente separados del resto del extracto mediante tecnología de membranas. La tecnología de membranas también se emplea en el presente proyecto para separar y recuperar otros compuestos necesarios en el proceso, los cuales son reutilizados (enzimas, disolvente extractor y disolución tampón).

La instalación se compone de tanques de homogeneización, módulos de membranas de microfiltración (MF), nanofiltración (NF) y ósmosis inversa (OI), un reactor enzimático y una centrífuga.

Todos los módulos de membranas empleados poseen una configuración en espiral debido a que proporcionan rendimientos adecuados, posibilidades de limpieza suficientes y son compactos, al presentar una elevada superficie específica. El reactor enzimático es de tanque agitado, pues se requiere un contacto íntimo entre los componentes de la mezcla durante el tiempo de operación. Debido a que en la industria vitivinícola las cargas se realizan por lotes, se opera con este reactor en modo discontinuo. Como método de retención de sólidos se escoge una centrífuga por su relación de eficacia de separación, coste de mantenimiento y compacidad.

Los tanques de homogeneización disponen de agitadores, camisa de regulación térmica, sensor de temperatura, de pH (si corresponde) y de nivel de llenado, así como de salida de seguridad con válvula manual y su pertinente cubeto de seguridad.

Las conducciones a la alimentación de los módulos de membranas disponen de recirculación de seguridad para evitar sobrepresiones, las cuales están reguladas mediante válvulas taradas a una

presión adecuada a cada caso. Para obtener un mejor procesado, se instalan recirculaciones desde el rechazo de los módulos de membranas; para ello, se instalan válvulas de tres o cuatro vías según el caso, que deriven el caudal de rechazo deseado directamente a la alimentación de los módulos (recirculación interna) y al tanque de homogeneización inmediatamente anterior (recirculación externa).

También todas las conducciones disponen de sensores de presión y caudal, salvo las correspondientes a las corrientes de permeado de los módulos de membranas, en las que solamente se instalan caudalímetros, pues la presión existente en dichas líneas es lo suficientemente baja como para no suponer ningún problema a las tuberías empleadas.

Además, todas las conducciones disponen de bombas de impulsión con los filtros correspondientes, válvulas de regulación y antirretorno. Las bombas que impulsan el caudal de alimento de los módulos de membranas desde el tanque anterior a los mismos, son de alta presión, y tras ellas se instalan intercambiadores de calor de placas y marcos para mantener una adecuada temperatura, pues de otro modo, la sustancia a tratar se calentaría en exceso. El resto de bombas son de baja presión, incluidas las empleadas en la recirculación interna para la realimentación de los módulos de membranas mediante la corriente de rechazo.

En la [Figura 5.1-1](#) se muestra el diagrama de bloques de la instalación, y en la [Figura 5.1-2](#) se presenta el diagrama de flujo, que se detalla en los párrafos posteriores.

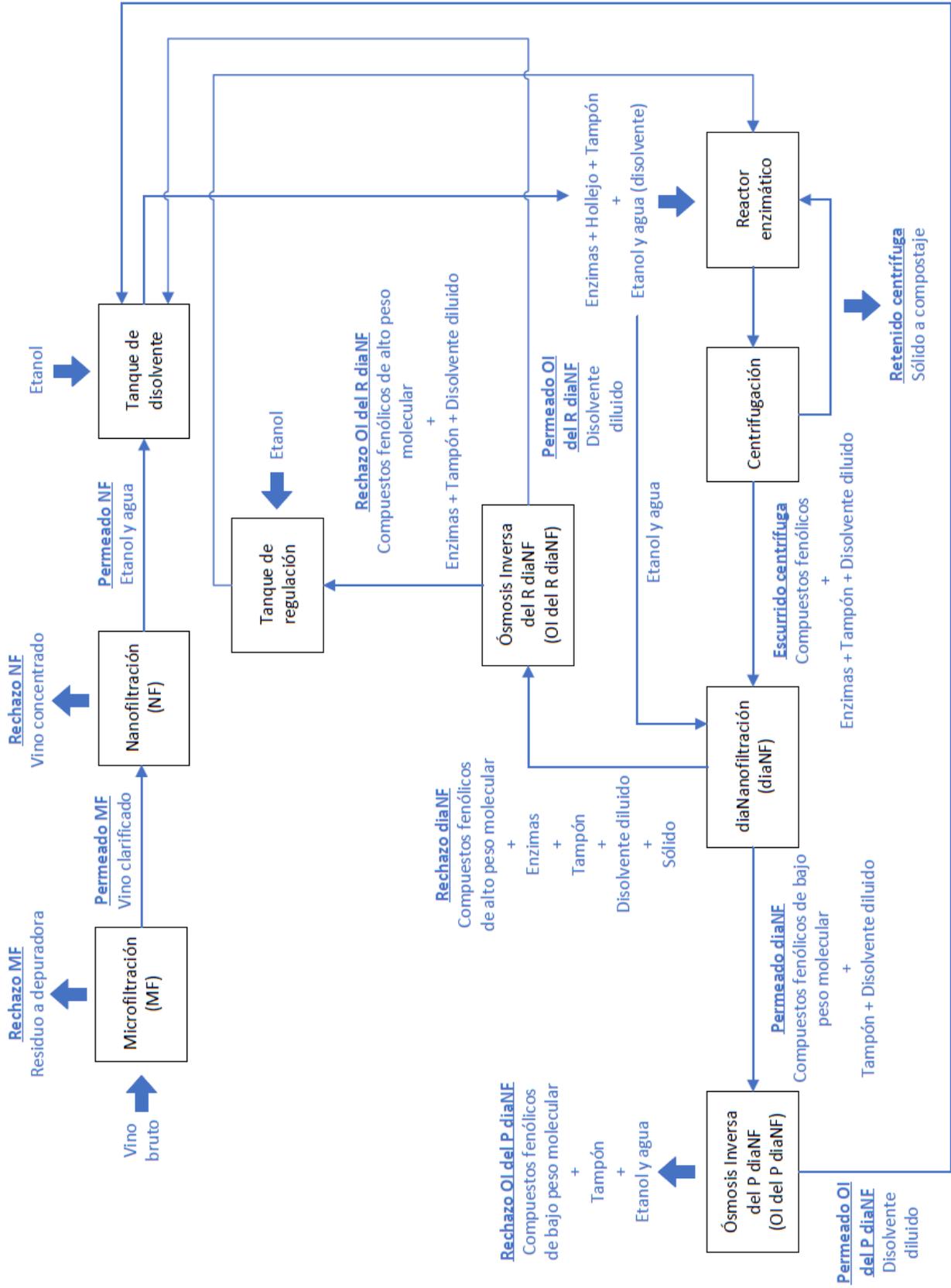


Figura 5.1-1. Diagrama de bloques de la instalación.

5.2. FASE 1: RECEPCIÓN DE LA MATERIA PRIMA Y CLARIFICACIÓN DEL VINO BRUTO MEDIANTE MICROFILTRACIÓN

Inicialmente, el producto resultante del estrujado de la uva se deposita en el tanque de fermentación para producir vino. Una vez finalizada la fermentación, se procede al descube del tanque, mediante el que se separa el hollejo del vino obtenido. Para eliminar sólidos en suspensión y patógenos del vino bruto, el vino pasa a los módulos de membranas de MF. Esto se observa en la **Figura 5.2-1**.

En el proceso de MF se alcanza un Factor de Reducción de Volumen de 333,33 (**Urkiaga A. et al., 2002**) y se separa dicha corriente de vino en dos:

- El permeado, vino clarificado de sólidos en suspensión y sedimentos, y libre de microorganismos, que se deposita en el tanque de homogeneización posterior.
- El rechazo, corriente altamente concentrada que se envía a depuradora.

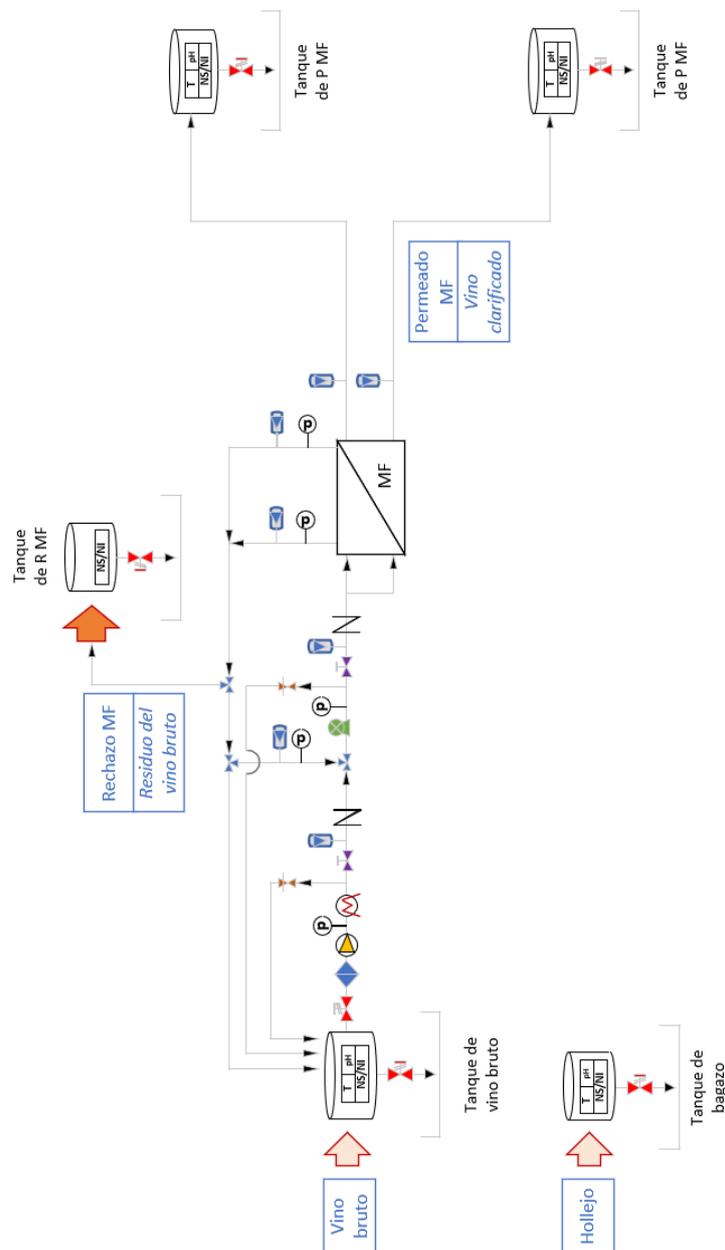


Figura 5.2-1. Diagrama de flujo desglosado. Fase 1: Clarificación del vino mediante MF.

5.3. FASE 2: DESALCOHOLIZACIÓN PARCIAL DEL VINO CLARIFICADO Y CONCENTRACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS, MEDIANTE NANOFILTRACIÓN

La segunda fase es la desalcoholización parcial del vino clarificado. Del tanque de permeado de la MF se impulsa el vino clarificado hacia el módulo de membranas de NF, como se aprecia en la [Figura 5.3-1](#).

En este proceso se alcanza un FRV igual a 4 ([Banvolgyi S. et al., 2006](#)) y se obtienen dos corrientes:

- El permeado, etanol y agua que se envía al tanque de homogeneización posterior, donde se le añade etanol hasta obtener una concentración del 40% en volumen del mismo, pues es una concentración adecuada para la extracción de compuestos fenólicos de acuerdo con la bibliografía consultada ([Syed et al., 2017](#)). Desde aquí, esta mezcla disolvente será llevada al reactor enzimático.
- El rechazo, que es uno de los dos productos generados en la instalación, vino clarificado bajo en etanol, de manera que queda concentrado en el resto de compuestos, entre ellos los fenólicos. Oficialmente, a este producto no se le puede denominar vino, pero como no existe una denominación, se hace referencia a él como “vino concentrado” y parcialmente desalcoholizado. Si se restituye la cantidad de agua eliminada en el permeado sí se le puede denominar vino parcialmente desalcoholizado.

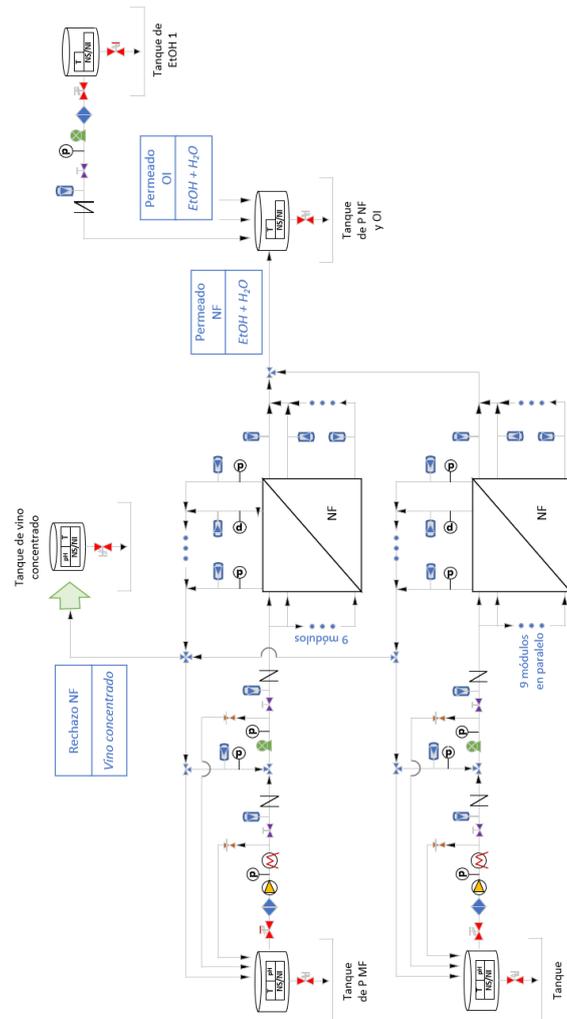


Figura 5.3-1. Diagrama de flujo desglosado. Fase 2: desalcoholización parcial del vino clarificado y concentración de compuestos fenólicos, mediante NF.

5.4. FASE 3: DIGESTIÓN ENZIMÁTICA, EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS MEDIANTE REACTOR ENZIMÁTICO Y CENTRÍFUGA

Como se muestra en la **Figura 5.4-1**, la mezcla disolvente (etanol-agua 40/60 %) se envía al reactor enzimático (tanto la obtenida en la Fase 2 como la recirculada en la Fase 5, como se expone más adelante), al que también se lleva el hollejo del proceso de prensado de la uva, así como las enzimas que lo digieren para facilitar la extracción de polifenoles por parte del disolvente, y el tampón citrato que se emplea para mantener un pH adecuado. Al disolvente obtenido en la desalcoholización del vino hay que añadirle agua y etanol, como se indica en el apartado de cálculos, para obtener el volumen necesario. Una vez completado el tiempo de digestión en el reactor enzimático, la mezcla resultante se dirige a la centrifuga, donde se separa en dos corrientes:

- Una líquida, que contiene los polifenoles extraídos, disolvente, enzimas y tampón citrato (además de restos de sólido), la cual se envía al siguiente tanque de homogeneización, desde donde se llevará al módulo donde se realiza la diaNF.
- Una sólida húmeda, que contiene el hollejo digerido, restos de polifenoles no extraídos, disolvente, enzimas y disolución tampón, que se debería enviar a compostar para ser empleada como nutriente en el terreno de cultivo.

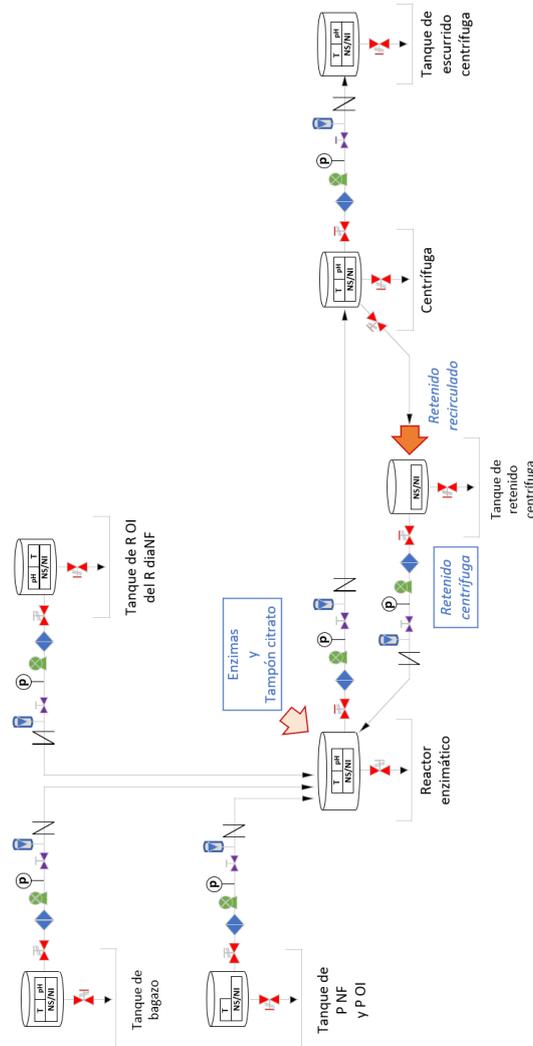


Figura 5.4-1. Diagrama de flujo desglosado. Fase 3: Recuperación de enzimas y retención de compuestos fenólicos de elevado Mr mediante dia-Nanofiltración.

Según **Ferri M. et al. (2016)**, el tiempo óptimo de tratamiento enzimático es de alrededor de 2 horas. Para mantener un pH adecuado para el correcto funcionamiento de las enzimas, se emplea una disolución de tampón citrato (**Bezerra R., Díaz A. (2005)**), de modo que se logra un pH alrededor de 4,8. En esta misma fase se introduce el disolvente para realizar la extracción de compuestos fenólicos simultáneamente a la digestión de los tejidos vegetales. Según **Haseeb Nawaz et al. (2006)**, el tiempo de extracción también es de 2 horas, y la cantidad óptima de etapas de extracción es 2. Por ello, tras la primera etapa, se hace pasar la mezcla por una centrífuga, de manera que el escurrido pasa al tanque de regulación posterior, mientras que el retenido (sólido húmedo) se recircula al reactor para ser procesado por segunda vez.

5.6. FASE 5: CONCENTRACIÓN DEL EXTRACTO FENÓLICO Y RECUPERACIÓN DE DISOLVENTE MEDIANTE ÓSMOSIS INVERSA

La quinta fase consiste, como se puede ver en la **Figura 5.6-1**, en la concentración del extracto fenólico y la recuperación de parte del disolvente. Para lograrlo, el permeado de la diaNF se alimenta a los módulos de OI, donde se separa en dos corrientes:

- Se recupera parte del disolvente en el permeado, y se almacena en un tanque de regulación para ser reutilizado en el siguiente proceso de diaNF. Debido a que ha quedado diluido por la humedad del hollejo, se debe reconcentrar en etanol.
- En el rechazo se obtiene el segundo compuesto de interés de esta instalación, un extracto rico en polifenoles. En esta OI se se alcanza un FRV = 10 (Syed et al., 2017).

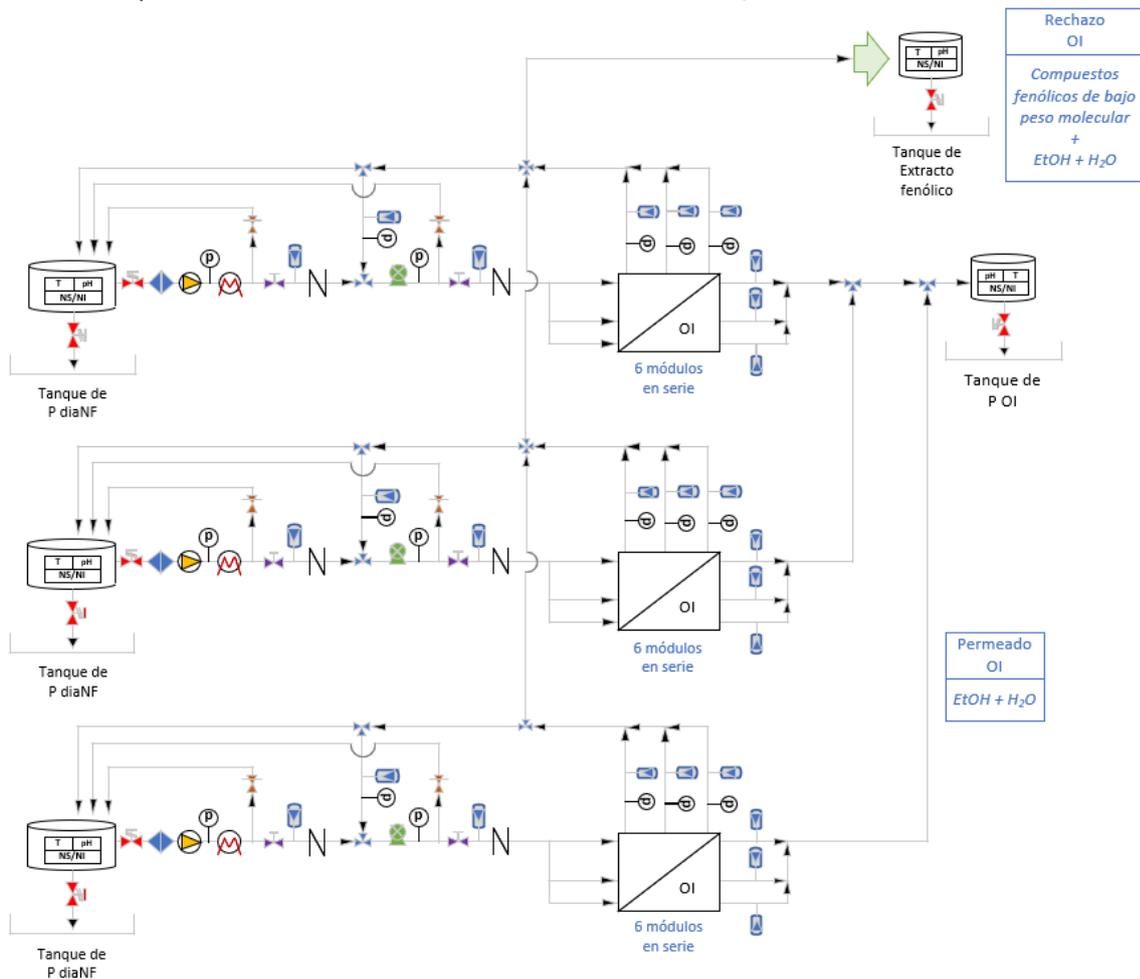


Figura 5.6-1. Diagrama de flujo desglosado. Fase 5: Obtención del producto final y recuperación de disolvente mediante Ósmosis Inversa.

6. DISEÑO DE LA INSTALACIÓN

En el presente apartado se exponen las bases de cálculo y los resultados de las operaciones realizadas para diseñar la instalación descrita. Los cálculos completos se encuentran detallados en el **Anexo IV**.

Debido al pequeño tamaño de la instalación y a la mayor facilidad a la hora de trabajar en una industria donde las cargas se realizan por lotes, se opera en modo discontinuo.

Debido a la necesidad de recolección diaria, la instalación funciona todos los días de la semana. El tiempo de operación, incluyendo la limpieza, es de 22 h.

El periodo de vendimia habitual para una variedad de uva concreta dura un mes. No obstante, debido a que en el hemisferio norte se cultivan diferentes variedades de uva, el periodo de recolección se prolonga durante 3 meses, de agosto a octubre. Por tanto, si se dispone de tres variedades que maduren en estos meses forma consecutiva, la instalación puede operar durante dicho tiempo, triplicando así los beneficios respecto al empleo de tan solo una variedad. (campusdelvino.com)

Cabe anotar también que, una instalación de este tipo, puede emplearse para procesar otros residuos vegetales adaptando las condiciones de operación.

En este apartado se detallan y diseñan los procesos que se llevan a cabo en la instalación por secciones.

6.1. FASE 1: RECEPCIÓN DE LA MATERIA PRIMA Y CLARIFICACIÓN DEL VINO BRUTO MEDIANTE MICROFILTRACIÓN.

Se pretende tratar una cantidad de residuo de industria vitivinícola (bagazo u hollejo) de

$$m_{hollejo} = 200 \frac{Tm}{año}$$

Debido a que, según los estudios presentados por **Ferri M. et al.**, tratar el hollejo húmedo permite que se extraigan más compuestos fenólicos que tras pasar por un tratamiento de secado, se desea tratar el residuo en un periodo aproximadamente igual al tiempo de vendimia, alrededor de un mes (valenciafruits.com), para que dichos compuestos no se inactiven. Por ello, se toma como base de partida un tiempo de operación de:

$$t_{op} = 30 \text{ días}$$

De este modo, se debería procesar una cantidad de hollejo diaria aproximadamente de:

$$\frac{m_{hollejo}}{día} = 6.666,67 \frac{kg}{día}$$

Según un estudio publicado por **Beres C. et al. (2017)**, la uva posee una humedad alrededor del 70% en peso siendo, por tanto, el 30% restante el peso del hollejo. Con esto, es posible inferir la cantidad de uva de la que proviene el hollejo a tratar, así como la cantidad de vino bruto que se produce con ella, del siguiente modo:

$$\frac{m_{uva}}{día} = \frac{m_{hollejo}}{30\%} = 22.222,22 \frac{kg}{día}$$

$$\frac{m_{vino\ bruto}}{día} = m_{uva} \cdot 70\% = 15.555,33 \frac{kg}{día}$$

Conociendo la densidad aproximada del hollejo y del vino, es posible calcular el volumen ocupado por los mismos a una temperatura T = 20 °C. De este modo, los volúmenes de vino y de hollejo a tratar son los siguientes:

$$\rho_{vino} = 993 \frac{kg}{m^3} \text{ (García J. et al., 2000)} \rightarrow \frac{V_{vino}}{día} = \frac{m_{vino\ bruto}}{\rho_{vino}} = 15,67 \frac{m^3}{día}$$

$$\rho_{hollejo} = 450 \frac{kg}{m^3} \text{ (Burg et al., 2014)} \rightarrow \frac{V_{hollejo}}{día} = \frac{m_{hollejo}}{\rho_{hollejo}} = 14,81 \frac{m^3}{día}$$

En la **Tabla 6.1-1** se expone de manera resumida los datos obtenidos anteriormente.

Tabla 6.1-1. Características de la materia prima y capacidad mínima de almacenamiento diaria.

Materia	Proporción	Masa	Densidad	Volumen
	(% p/p)	(kg/día)	(kg/m ³)	(m ³ /día)
Vino bruto	70 %	15.555,56	993	15,67
Hollejo	30 %	6.666,67	450	14,81

En cuanto a la clarificación del vino bruto para eliminar patógenos, mucílagos, sedimentos y partículas en suspensión, se recurre a la MF, según se recomienda en un estudio presentado por **Urkiaga A. et al (2002)**. En él se emplean las condiciones de operación indicadas en la **Tabla 6.1-2**.

Tabla 6.1-2. Condiciones de operación indicadas en el estudio presentado por Urkiaga A. et al.(2002) para la clarificación del vino

Membrana	Material	Tamaño de poro (µm)	Área (m ²)	FRV ^b	Presión (bar)	Temperatura (°C)	J _p ^c (m ³ m ⁻² h ⁻¹)
Schleicher&Schuell	PES ^a	0,2	1,69·10 ⁻³	333,33	1,2	14,5 – 15,5	0,18

^a PES: polietersulfona; ^b FRV: factor de reducción de volumen; ^c J_p: densidad de flujo de permeado

Con estos datos, es posible realizar el diseño empleando membranas a escala industrial para el proceso que trata este proyecto, como se muestra a continuación. Se escoge la membrana en espiral de la casa comercial Synder “Synder LV”, cuyas características se muestran en la **Tabla 6.1-3**.

Tabla 6.1-3. Características de la membrana “Synder LV”.

Membrana	Material	Tamaño de poro (μm)	Área (m^2)	FRV	Caudal de alimentación recomendado $\left(\frac{\text{m}^3}{\text{h}}\right)$
Synder LV	PES ^a	0,2	57,59	333,33	48

^a PES: polietersulfona; ^b FRV: factor de reducción de volumen; ^c J_p : densidad de flujo de permeado

Según los cálculos indicados en el **Apartado 1.1 del anexo IV**, se obtienen los resultados indicados en la **Tabla 6.1-4**.

Tabla 6.1-4. Resultados obtenidos en la etapa de microfiltración empleando 2 módulos “Synder LV”.

nº módulos Uds	Área m^2	Volúmenes (m^3)			Tiempo (h)	Caudales (m^3/h)		
		Alimentación	Rechazo	Permeado		Alimentación	Rechazo	Permeado
2	115	15,67	0,05	15,62	0,75	96	75,27	20,73

6.2. FASE 2: DESALCOHOLIZACIÓN PARCIAL DEL VINO CLARIFICADO Y CONCENTRACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS, MEDIANTE NANOFILTRACIÓN.

En cuanto a la desalcoholización parcial del vino clarificado y concentración de compuestos fenólicos, se recurre a la nanofiltración (NF), tomando como referencia un estudio presentado por **Banvolgyi S. et al. (2006)**. En él se parte de un vino con un contenido alcohólico del 14% en volumen y se obtiene, en el rechazo, un vino concentrado con un 14% de etanol y una concentración de compuestos fenólicos del triple de la inicial; es decir, pasa de 200 mg/L a 600 mg/L. En el permeado se obtiene etanol y agua al 14% en volumen de etanol. Para ello, emplean las condiciones de operación indicadas en la **Tabla 6.2-1**.

Tabla 6.2-1. Condiciones de operación indicadas en el estudio presentado por Szivia Banvolgyi et al. (2.006).

Membrana	Material	MWCO (Da)	Área (m ²)	FRV	Presión (bar)	J _p (m ³ m ⁻² h ⁻¹)
TriSep NF XN45 (Microdyn Nadir)	PA*	300 - 500	0,05	4	20	0,02

^a PA: poliamida; ^b FRV: factor de reducción de volumen; ^c J_p: densidad de flujo de permeado

Con estos datos, es posible realizar el diseño empleando membranas a escala industrial para el proceso que trata este proyecto, como se muestra a continuación. Se escoge la membrana en espiral de la casa comercial Microdyn Nadir “TriSep NF 8038-XN45-31”, cuyas características se muestran en la **Tabla 6.2-2**.

Tabla 6.2-2. Características y condiciones de operación recomendadas para la membrana “TriSep NF 8038-XN45-31”.

Membrana	Material	MWCO (μm)	Área (m ²)	FRV	Caudal de alimentación recomendado (m ³ /h)
TriSep NF 8038-XN45-31	PA	300 - 500	33	4	23

^a PA: poliamida; ^b FRV: factor de reducción de volumen; ^c J_p: densidad de flujo de permeado

Según los cálculos indicados en el **Apartado 1.2 del anexo IV**, se obtienen los resultados indicados en la **Tabla 6.2-3**.

Tabla 6.2-3. Resultados calculados para la nanofiltración empleando 18 módulos “TriSep NF 8038-XN45-31”.

nº módulos Uds	Área m ²	Volúmenes (m ³)			Tiempo (h)	Caudales (m ³ /h)		
		Alimentación	Rechazo	Permeado		Alimentación	Rechazo	Permeado
18	594	15,62	3,90	11,71	0,99	414	402,12	11,88

6.3. FASE 3: DIGESTIÓN ENZIMÁTICA, EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS MEDIANTE REACTOR ENZIMÁTICO Y CENTRÍFUGA.

A continuación, se detallan las condiciones de operación óptimas en el reactor enzimático:

Disolvente seleccionado

Según un estudio publicado por Syed et al. (2017), el disolvente de aceptación alimentaria más adecuado es una disolución etanol-agua 40/60 % en masa.

Relación hollejo/disolvente

Según los estudios publicados por Nawaz H. et al. (2006), la relación entre el hollejo a tratar y el disolvente de extracción ha de ser el 20 % de masa seca frente al 80 % en volumen de disolvente.

Para hallar el volumen ocupado por el disolvente necesario, se ha conocido la densidad de la disolución que, de forma aproximada, se calcula según la expresión publicada en el artículo de Osney et al. (2010), como se muestra a continuación:

$$\begin{aligned} T &= 37 \text{ }^{\circ}\text{C} & x_1 &= \%V_{EtOH} = 40\% \\ \rho_{dis} &= 1.003,98 - 0,3524 \cdot T - 96,7916 \cdot x_1^2 - 100,0610 \cdot x_1 - 1,3996 \cdot T \cdot x_1 + 0,8585 \cdot x_1^2 \cdot T = \\ &= 914,85 \frac{\text{kg}}{\text{m}^3} \end{aligned}$$

Necesidades de enzimas

Según un estudio publicado por Tobar et al. (2005), para realizar una adecuada digestión enzimática de hollejo de uva mediante celulasas, se debe emplear una cantidad equivalente al 2% en peso de materia seca (Dry Weight o DW). Por ello, se debe hallar dicho peso para conocer la cantidad de enzimas necesaria. Según está publicado en ECOTicias (2015), así como en un artículo de Tsali y Goula (2018), la humedad del hollejo se encuentra alrededor del HR = 81,5%, por lo que la materia seca supone el 18,5% restante.

pH de la mezcla

Según Brazinha et al. (2014), el pH óptimo para la digestión enzimática es de 4,7. Para mantener el pH alrededor de ese valor, se debe añadir una disolución de tampón de citrato sódico. La cantidad de tampón que se debe añadir para mantener el pH adecuado para el correcto funcionamiento de las enzimas es de 3 kg tampón / m³ agua. La densidad de la disolución tampón es de $\rho_{\text{tampón}} = 1.665 \text{ kg/m}^3$.

Temperatura óptima

No existe un consenso acerca de la mejor temperatura, pero según los estudios consultados, la extracción mejora conforme aumenta. Sin embargo, a partir de 45 °C, los compuestos fenólicos comienzan a degradarse (Syed et al., 2009). De este modo, dependiendo de la materia prima, se puede escoger una temperatura de operación entre 20 – 40 °C, para trabajar de forma adecuada.

Masas y proporciones 1

Como no se dispone de la densidad de la mezcla, con la suma de las masas de cada componente y considerando que la densidad de la mezcla es la del disolvente, ya que supone el 80% del volumen total, es posible calcular el volumen a procesar en el reactor.

Tiempo de operación

El tiempo de operación óptimo para esta digestión enzimática y extracción de compuestos fenólicos, según Ferri M. et al. (2016) y Meini M.-R. et al. (2019), es de:

$$t_{op\ reactor} = 2\ h$$

Número de etapas

Según un estudio publicado por Nawaz H. et al. (2006), el número de etapas óptimo para este tipo de procesos es 2.

Con estas bases, mediante los cálculos desarrollados en el Anexo IV, en la Tabla 6.3-1 se muestran las masas de cada componente y el porcentaje que suponen en la mezcla, en la primera etapa de digestión enzimática.

6.3.1. Reactor enzimático (primera etapa)

Tabla 6.3-1. Masas en la primera etapa del reactor y sus proporciones.

	m hollejo 1	m disolvente 1	m enzimas 1	m tampón citrato 1	m mezcla 1
(kg/día)	6.667,00	30.494,92	24,67	54,89	37.241,15
(%)	17,90 %	81,89 %	0,07 %	0,15 %	100 %

En la Tabla 6.3-2 se presentan las masas de hollejo, y de su parte sólida y húmeda, así como el porcentaje que suponen en la mezcla, en la primera etapa de digestión enzimática.

Tabla 6.3-2. Proporciones másicas en la primera etapa del reactor.

	m hollejo	m sólido	m humedad
(kg/día)	6.667,67	1.233,33	5.433,33
(%)	17,90 %	3,31 %	14,59 %

Siendo el hollejo sólido el único componente considerado sólido, se puede conocer la masa de líquido total:

$$m_{líq\ 1} = m_{mezcla\ 1} - m_{hollejo\ sólido\ 1} = 36.007,82\ \frac{kg}{día}$$
$$\% m_{líquido\ 1} = 96,69\ \%$$

6.3.2. Centrifuga (primera etapa)

La centrifuga Jumbopress de Pieralisi (<http://www.pieralisi.com/es>) logra un grado de retención del hollejo sólido del 100 %, su rendimiento de secado es de, aproximadamente, el 90 %, y es capaz de procesar 40 Tm/h.

Con estos datos, de acuerdo a los cálculos detallados en el **Anexo IV**, se han obtenido los siguientes resultados. En la **Tabla 6.3-3** se presentan las masas de cada componente y el porcentaje que suponen en la mezcla, en la corriente retenida tras la primera centrifugación.

Tabla 6.3-3. Masas y proporciones en la corriente retenida en la primera centrifugación.

		Retenido 1				
		m sólido	m líquido			
			m líq T	m humedad	m disolvente	m enzimas
(kg/día)	1.233,33	3.600,78	543,33	3.049,49	2,47	5,49
(%)	25,51%	74,49%	11,24%	63,08%	0,05%	0,11%

En la **Tabla 6.3-4** se presentan las masas de cada componente y el porcentaje que suponen en la mezcla, en la corriente escurrida tras la primera centrifugación.

Tabla 6.3-4. Masas y proporciones en la corriente escurrida en la primera centrifugación.

		Ecurrido 1				
		m líquido				
		m líq T	m humedad	m disolvente	m enzimas	m tampón
(kg/día)	32.407,03	4.890,00	27.445,43	22,20	49,40	
(%)	100,00%	15,09%	84,69%	0,07%	0,15%	

Una vez obtenidos todos estos datos, se calcula la segunda fase de digestión + extracción y centrifugación a partir de los datos de la corriente retenida en la centrifuga, que se recircula al reactor.

6.3.3. Reactor enzimático (segunda etapa)

En la **Tabla 6.3-5** se presentan las masas de cada componente y el porcentaje que suponen en la mezcla, en la segunda etapa de digestión enzimática.

Tabla 6.3-5. Masas en la segunda etapa del reactor y sus proporciones.

	m hollejo 2	m disolvente 2	m enzimas 2	m tampón citrato 2	m mezcla 2
(kg/día)	1.776,67	8.126,90	24,67	14,63	9.942,86
(%)	17,87%	81,74%	0,25%	0,15%	100%

En la **Tabla 6.3-6** se presentan las masas de hollejo, y de su parte sólida y húmeda, así como el porcentaje que suponen en la mezcla, en la segunda etapa de digestión enzimática.

Tabla 6.3-6. Proporciones másicas en la segunda etapa del reactor.

	m hollejo 2	m sólido 2	m humedad 2
(kg/día)	1.776,67	1.233,33	543,33
(%)	17,87%	12,40%	5,46%

Siendo el hollejo sólido el único componente considerado sólido, se puede conocer el % de líquido total:

$$m_{\text{líquido } 2} = m_{\text{mezcla } 2} - m_{\text{hollejo sólido } 2} = 8.709,56 \text{ kg}$$

$$\% m_{\text{líquido } 2} = 87,60 \%$$

6.3.4. Centrifuga (segunda etapa)

En la **Tabla 6.3-7** se presentan las masas de cada componente y el porcentaje que suponen en la mezcla, en la corriente retenida tras la segunda centrifugación.

Tabla 6.3-7. Masas y proporciones en la corriente retenida en la segunda centrifugación.

		Retenido 2				
		m líquido				
m sólido		m líq T	m humedad	m disolvente	m enzimas	m tampón
(kg/día)	1.233,33	870,95	54,33	812,69	2,47	1,46
(%)	58,61%	41,39%	2,58%	38,62%	0,12%	0,07%

En la **Tabla 6.3-8** se presentan las masas de cada componente y el porcentaje que suponen en la mezcla, en la corriente escurrida tras la segunda centrifugación.

Tabla 6.3-8. Masas y proporciones en la corriente escurrida en la segunda centrifugación.

		Escurrido 2				
		m líquido				
		m líq T	m humedad	m disolvente	m enzimas	m tampón
(kg/día)	7.838,57	489,00	7.314,21	22,20	13,17	
(%)	100,00%	6,24%	93,31%	0,28%	0,17%	

La composición del escurrido total de la centrifuga se muestra en la **Tabla 6.3-9**.

Tabla 6.3-9. Composición másica de la corriente escurrida de la centrifuga.

		Escurrido Total				
		m líquido				
		m líq esc T	m humedad	m disolvente	m enzimas	m tampón
(kg/día)	40.245,61	5.379,00	34.759,64	44,40	62,57	
(%)	100,00%	13,37%	86,37%	0,11%	0,16%	

Esta corriente se dirige al tanque de alimento de la etapa de diaNF, donde se purifican los compuestos fenólicos de bajo peso molecular.

En un estudio realizado por Syed et al. (2017) se muestra la composición de un extracto obtenido al tratar hollejo de uva con una mezcla del 40/60 de etanol/agua en volumen. La concentración de compuestos fenólicos según su grado de polimerización en el extracto es la que se muestra en la **Tabla 6.3-10**.

Tabla 6.3-10. Concentración de compuestos fenólicos en el extracto obtenido en el trabajo de Syed et al., 2017.

	Monoméricos	Oligoméricos	Poliméricos	Total
C (mg / g)	0,4	2,23	11,93	14,56
(%)	3%	15%	82%	100%

En el estudio referido se emplea hollejo deshidratado y rehidratado con el disolvente. Sin embargo, emplear la materia prima sin previa deshidratación presenta ventajas, como muestra el estudio publicado por Ferri M. et al. (2016), en el que la comparativa indica una mejora de, aproximadamente, un 275 %. Además, en un estudio presentado por Meini M.-R. et al. (2019) se indica que, al emplear enzimas para romper la pared celular y liberar los compuestos fenólicos, se logra mejorar la extracción alrededor de un 66 %, además de la actividad antioxidante sobre un 80%, alcanzando un valor alrededor del siguiente:

$$\text{Actividad Antioxidante} = 4,5 \text{ TE} \frac{\text{mmol}}{100 \text{ g GP}}$$

Siendo “TE” equivalentes de trolox (Trolox Equivalents), y “GP” hollejo (Grape Pomace).

Aunque existen estudios que indican mejoras muy superiores, en el presente proyecto se prefiere ser conservador, ya que se trata de un trabajo teórico, por lo que no se comprueban experimentalmente los resultados indicados en la bibliografía. Así, se toma un porcentaje de mejora en la extracción igual al producto de los indicados en el párrafo anterior.

$$\% \text{ mejora} = (100\% + 275\%) \cdot (100\% + 66\%) = 623\%$$

De este modo, la concentración de compuestos fenólicos en el alimento de la etapa de diaNF se considera la que se indica en la **Tabla 6.3-11**.

Tabla 6.3-11. Concentración de compuestos fenólicos en el alimento de la diaNF teniendo en cuenta las consideraciones de los trabajos realizados por Maura Ferri et al. (2016) y María-Rocío Meini et al. (2019)

	Monoméricos	Oligoméricos	Poliméricos	Total
CA (mg / g)	1,36	7,60	40,68	49,65
(%)	3%	15%	82%	100%

La concentración en la corriente de alimentación en mg/L se obtiene multiplicando la anterior por la densidad de la disolución, es decir, la del disolvente. Los resultados se exponen en la **Tabla 6.3-12**.

Tabla 6.3-12. Concentración de los compuestos fenólicos en el alimento de la dia-nanofiltración, en mg/L.

	Monoméricos	Oligoméricos	Poliméricos	Total
CA (mg / L)	2.277,97	12.699,69	67.940,48	82.918,14

6.4. FASE 4: PURIFICACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS, Y RECUPERACIÓN DE ENZIMAS Y DISOLVENTE MEDIANTE DIA-NANOFILTRACIÓN.

Para llevar a cabo esta operación, se sigue lo indicado en un estudio publicado por **Syed et al. (2017)**, en el cual se emplea un factor de diafiltración (FD) de 2; es decir, se emplea el doble de disolvente que de alimentación a procesar.

Las condiciones de operación empleadas se exponen en la **Tabla 6.4-1**.

Tabla 6.4-1. Condiciones de operación de la dia-nanofiltración indicadas en el estudio presentado por Syed et al. (2017).

Membrana	Material	MWCO (Da)	Área (m ²)	FD	Presión (bar)	Temperatura (°C)	J _p (m ³ m ⁻² ·h ⁻¹)
Evonik 900	PI	900	5,14·10 ⁻³	2	8	40	4·10 ⁻³

^aPI: poliimida; ^b FRV: factor de reducción de volumen; ^c J_p: densidad de flujo de permeado

Con estos datos, es posible realizar el diseño de la instalación empleando membranas a escala industrial para el proceso que trata este proyecto, como se muestra seguidamente. Se escoge la membrana en espiral de la casa comercial Evonik “Evonik 900”, con la que se obtienen los resultados indicados en la **Tabla 6.4-2**.

Tabla 6.4-2. Resultados calculados para la dia-nanofiltración empleando 96 módulos “Evonik 900”.

nº módulos (Uds)	Área (m ²)	Volúmenes (m ³)			Tiempo (h)	Caudales (m ³ /h)		
		Alimentación	Rechazo	Permeado		Alimentación	Rechazo	Permeado
16 x 6 en serie	2.304	131,97	43,99	87,98	9,55	120	110,78	9,22

Según **Syed et al. (2017)**, el rechazo (R) a cada tipo de compuesto fenólico por parte de las membranas, es el indicado en la **Tabla 6.4-3**.

Tabla 6.4-3. Rechazo de las membranas a cada tipo de compuesto fenólico.

Rechazo (%)		
R polif monoméricos	R polif oligoméricos	R polif poliméricos
59 %	55 %	97 %

Y, según los cálculos indicados en el **Anexo IV**, se obtienen los resultados indicados en la **Tabla 6.4-4**.

Tabla 6.4-4. Concentración de cada tipo de compuesto fenólico de la dia-nanofiltración (mg/g).

	$c \left(\frac{mg}{g} \right)$			
	Monoméricos	Oligoméricos	Poliméricos	Total
Alimentación	2,49	13,88	74,26	90,64
Rechazo	1,10	5,64	69,94	76,68
Permeado	0,70	4,12	2,16	6,98

De acuerdo con los cálculos comentados en el **Anexo IV**, en la **Tabla 6.4-5** se muestran las masas de cada clase de compuesto fenólico, en cada una de las corrientes del proceso.

Tabla 6.4-5. Masas de cada corriente en la dia-nanofiltración.

	$m \left(\frac{kg}{día} \right)$			
	Monoméricos	Oligoméricos	Poliméricos	Total
Alimentación	100,21	558,68	2.988,81	3.647,70
Rechazo	44,14	227,14	2.814,76	3.086,03
Permeado	56,08	331,54	174,05	561,67

Y las concentraciones en el permeado son las mostradas en la **Tabla 6.4-6**.

Tabla 6.4-6. Concentración de cada tipo de compuesto fenólico en el permeado de la dia-nanofiltración (mg/L).

$CP \left(\frac{mg}{L} \right)$			
Monoméricos	Oligoméricos	Poliméricos	Total
637,34	3.768,19	1.978,27	6.383,80

Debido a que se desea hallar la masa de cada componente en las corrientes de rechazo y permeado, es necesario conocer el rechazo de la membrana a dichos componentes. Debido al MWCO de la membrana, se sabe que las enzimas y el sólido son completamente rechazados ($R = 100\%$). En el caso del tampón citrato y el disolvente, debido a su bajo peso molecular, permean sin problema; de este modo, se asume que el rechazo a sendos componentes es $R = 0\%$.

Así, la composición del alimento de esta etapa se puede considerar como se muestra en la **Tabla 6.4-7**.

Tabla 6.4-7. Composición en masa del alimento de la dia-nanofiltración.

	mA diaNF				
	Total	fenoles	dis diluido	enzimas	tampón
(kg/día)	40.245,61	3.647,70	36.490,94	44,40	62,57
(%)	100%	9,06%	90,67%	0,11%	0,16%

En el rechazo de esta operación se tiene la composición mostrada en la **Tabla 6.4-8**.

Tabla 6.4-8. Composición en masa del rechazo de la dia-nanofiltración.

	mR diaNF				
	Total	fenoles	dis diluido	enzimas	tampón
(kg/día)	40.245,61	3.086,03	37.083,89	44,40	31,28
(%)	100%	7,67%	92,14%	0,11%	0,08%

Y la composición en masa del permeado es la presentada en la **Tabla 6.4-9**.

Tabla 6.4-9. Composición en masa del permeado de la dia-nanofiltración.

	mP diaNF				
	Total	fenoles	dis diluido	enzimas	tampón
(kg/día)	80.491,21	561,67	79.898,26	0,00	31,28
(%)	100,00%	0,70%	99,26%	0,00%	0,04%

La humedad del hollejo está compuesta principalmente por agua, seguida de polifenoles, azúcares, etc. Debido a que no se ha encontrado información determinante acerca de la composición no fenólica de dicha humedad y a que el agua es el componente mayoritario, se considera que toda esta humedad corresponde a agua. Esta humedad pasa a formar parte de la composición del disolvente, por lo que éste queda algo diluido, así que se debe reconcentrar, según se indica en el **Anexo IV**.

$$\% EtOH_{disolvente\ diluido} = \frac{m_{EtOH\ dis\ escurrido}}{m_{dis\ diluido}} = 38,10\ \%$$

En el caso del rechazo de la diaNF, se desea recircular las enzimas, el tampón citrato y el disolvente necesario al reactor, pero, para que no haya exceso de disolvente, se emplea una OI según las condiciones de operación empleadas en el estudio de **Syed et al. (2.017)**, aunque en esta ocasión el FRV es menor, como se muestra a continuación. Como se ha indicado, el disolvente queda diluido en etanol, por lo que es necesario añadir etanol tanto al permeado como al rechazo de esta operación, hasta recuperar el 40% en volumen deseado.

$$mR_{EtOH\ ad\ OI\ del\ R\ diaNF} = mR_{necesario\ OI\ del\ R\ diaNF} - mR_{OI\ del\ R\ diaNF} = 934,97\ kg$$

$$mP_{EtOH\ ad\ OI\ del\ R\ dia\ NF} = mP_{necesario\ OI\ del\ R\ dia\ NF} - mP_{OI\ del\ R\ diaNF} = 237,98\ kg$$

Con todo esto, las condiciones de operación empleadas se exponen en la **Tabla 6.4-10**.

Tabla 6.4-10. Condiciones de operación de la ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, de acuerdo a las indicadas en el estudio presentado por **Syed et al. (2.017)**

Membrana	Material	MWCO (Da)	Área (m ²)	Presión (bar)	Temperatura (°C)	J _p (m ³ ·m ⁻² ·h ⁻¹)
SW30HR-380 (Dow Chemical)	PA	-	5,14·10 ⁻³	50	25	0,013

^aPA: poliamida; ^b FRV: factor de reducción de volumen; ^c J_p: densidad de flujo de permeado

Las características de la membrana empleada para la planta diseñada se muestran en la **Tabla 6.4-11**.

Tabla 6.4-11. Características y condiciones de operación de la ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración empleando la membrana “SW30HR-380” de Dow Chemical.

Membrana	Material	MWCO (Da)	Área (m ²)	QA ($\frac{m^3}{hr}$)
SW30HR-380	PA	-	35,32	6,84

Con estos datos, es posible realizar el diseño empleando membranas a escala industrial para el proceso que trata este proyecto, como se muestra a continuación. Se escoge la membrana en espiral de la casa comercial Dow Chemical “SW30HR-380”, con la que se obtienen los resultados indicados en la **Tabla 6.4-12**, de acuerdo con los cálculos que se detallan en el **Anexo IV**.

Tabla 6.4-12. Resultados calculados para la ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración empleando 6 módulos “SW30HR-380”.

nº módulos (Uds)	Área (m ²)	Volúmenes (m ³)			Tiempo (h)	Caudales (m ³ /h)		
		Alimentación	Rechazo	Permeado		Alimentación	Rechazo	Permeado
6	212	43,99	36,79	7,20	2,72	41,04	38,40	2,65

Tras realizar todos estos cálculos, se comprueba que, a pesar de que la corriente a tratar sea diferente de la empleada en el estudio de **Syed et al. (2.017)**, las condiciones de operación seleccionadas y los resultados calculados son válidos, pues el FRV en este caso es muy inferior al que obtienen, como se muestra a continuación.

$$FRV = \frac{VA_{OI}}{VP_{OI}} = 1,20$$

Una vez finalizados los cálculos de la etapa de diaNF y de la OI de su rechazo, se pasa a la etapa de OI del permeado de la diaNF.

6.5. FASE 5: CONCENTRACIÓN DEL EXTRACTO FENÓLICO Y RECUPERACIÓN DE DISOLVENTE MEDIANTE ÓSMOSIS INVERSA.

Para llevar a cabo esta operación, se sigue lo indicado en el estudio publicado por **Syed et al (2.017)**, en el que se alcanza un FRV = 10. El volumen de alimento en esta etapa es el permeado de la etapa de diaNF. Las condiciones de operación empleadas son las mismas que las expuestas en la OI del rechazo de la diaNF, las cuales se muestran en la **Tabla 6.4-10**. La membrana seleccionada es también la misma que en esa etapa, cuyas características se exponen en la **Tabla 6.4-11**. El número de módulos necesarios y las características de las corrientes obtenidas, de acuerdo a los cálculos que se detallan en el **Anexo IV**, se presentan en la **Tabla 6.5-1**.

Tabla 6.5-1. Resultados calculados para la ósmosis inversa del permeado de la diananofiltración, empleando 9 tubos de presión con 6 membranas en serie cada uno “SW30HR-380”.

nº módulos (Uds)	Área (m ²)	Volúmenes (m ³)			Tiempo (h)	Caudales (m ³ /h)		
		Alimentación	Rechazo	Permeado		Alimentación	Rechazo	Permeado
9 x 6 en serie	1.907	87,98	8,80	79,18	3,32	61,57	37,73	23,84

La alimentación de las membranas de OI es el permeado de la diaNF, por lo que la concentración y masa de cada componente son los mostrados en las tablas correspondientes del apartado anterior ([Tabla 6.4-5](#), [Tabla 6.4-6](#) y [Tabla 6.4-9](#)).

En la OI, de entre los compuestos presentes, solamente permea el disolvente. Con ello, es posible calcular las cantidades y proporciones en cada corriente.

En cuanto a los compuestos fenólicos, la concentración en el rechazo de esta etapa se muestra en la [Tabla 6.5-2](#). Esta corriente es la correspondiente al producto principal de la instalación.

Tabla 6.5-2. Concentración de compuestos fenólicos en el rechazo de la ósmosis inversa del permeado de la diananofiltración.

$CR \left(\frac{mg}{L} \right)$			
Monoméricos	Oligoméricos	Poliméricos	Total
6.373,40	37.681,90	19.782,73	63.838,03

Según los cálculos realizados basados en experiencias de laboratorio bibliográficas, finalmente se obtienen las cantidades de compuestos fenólicos indicados en la [Tabla 6.5-3](#).

Tabla 6.5-3. Masa de compuestos fenólicos en el rechazo de la ósmosis inversa del permeado de la diananofiltración.

$m \text{ (kg/día)}$			
Monoméricos	Oligoméricos	Poliméricos	Total
56,08	331,54	174,05	561,67

Debido a la falta de ensayos holísticos de los procesos mencionados, y al descenso de rendimiento al pasar a de escala de laboratorio a escala industrial, se considera que el rendimiento de la operación es el 50% del calculado, por lo que se toma como masa final obtenida de polifenoles la indicada en la [Tabla 6.5-4](#).

Tabla 6.5-4. Masa de compuestos fenólicos en el rechazo de la ósmosis inversa del permeado de la diananofiltración, considerando un rendimiento del 50%.

<i>m (kg/día)</i>			
Monoméricos	Oligoméricos	Poliméricos	Total
28,04	165,77	87,03	280,83

Los compuestos de interés son los monoméricos y los oligoméricos. La cantidad obtenida de dichos compuestos es:

$$m_{\text{polifenoles de interés}} = 193,81 \text{ kg/día}$$

En la **Tabla 6.5-5** se muestra la composición del permeado obtenido en esta etapa.

Tabla 6.5-5. Composición en masa del permeado de la ósmosis inversa.

	mP OI				
	Total	fenoles	dis diluido	enzimas	tampón
(kg/día)	72.442,09	0,00	72.442,09	0,00	0,00
(%)	100,00%	0,00%	100,00%	0,00%	0,00%

Debido a que el factor de rechazo de las membranas de OI frente a todos los componentes, salvo el disolvente, es del 100%, la masa de dichos componentes rechazados será la misma en el rechazo que en el alimento. Del mismo modo que en la OI del rechazo de la diaNF, el etanol del permeado de esta etapa queda diluido, por lo que se ha de reconcentrar añadiendo la cantidad indicada a continuación:

$$m_{P_{EtOH} \text{ ad } P_{OI}} = m_{P_{OI} \text{ necesaria}} - m_{P_{OI}} = 2.291,33 \text{ kg/día}$$

Finalmente, se realiza un balance de materia entre la cantidad de disolvente obtenida al final de la operación, y la necesaria para la siguiente tanda. Para ello, se toma en cuenta el disolvente recuperado en las dos etapas de OI, así como el que se obtendrá en el permeado de la desalcoholización de la tanda siguiente, todo ello tras añadir el etanol correspondiente para reconcentrar el disolvente.

$$m_{\text{dis rec Total}} = m_{\text{dis P NF tras ad}} + m_{\text{dis R OI del R diaNF tras ad}} + m_{\text{dis P OI del R diaNF tras ad}} + m_{\text{dis P OI del P diaNF tras ad}} = 148.585,47 \text{ kg/día}$$

$$m_{\text{dis necesario Total}} = m_{\text{dis necesario reactor}} + m_{\text{dis necesario diaNF}} = 116.063,54 \text{ kg/día}$$

Lo que implica un volumen de:

$$V_{\text{dis necrsario Total}} = m_{\text{dis necesario Total}} \cdot \rho_{\text{dis}} = 126,87 \text{ m}^3/\text{día}$$

Y la masa y volumen de disolvente sobrante cada día, es:

$$m_{\text{dis sobrante}} = m_{\text{dis rec Total}} - m_{\text{dis necesario Total}} = 3.111,11 \text{ kg/día}$$

$$V_{dis\ sobrante} = m_{dis\ sobrante} \cdot \rho_{dis} = 3,40\ m^3/día$$

Se observa que sobra disolvente, ya que se obtiene diariamente a partir del permeado de la NF en la etapa de desalcoholización del vino y se añade etanol a la corriente de disolvente diluido. Por ello, el gasto a realizar en este aspecto, es el de la cantidad de etanol a añadir para que el disolvente tenga la composición deseada. Dicha cantidad es:

$$\begin{aligned} m_{EtOH\ ad\ Total} &= m_{EtOH\ ad\ P\ NF} + m_{EtOH\ ad\ 2\ reactor} + m_{EtOH\ ad\ R\ diaNF} + m_{EtOH\ ad\ P\ OI\ del\ P\ diaNF} \\ &= 16.084,12\ kg/día \end{aligned}$$

La cantidad de disolución tampón a reponer diariamente es igual a la pérdida en el producto final, 31,28 kg/día.

La cantidad de enzimas a reponer al mes, debido a pérdidas despreciables y a su inactivación, se toma como el 25% de las necesarias, es decir, 29,60 kg/día.

7. DIMENSIONADO DE LAS CONDUCCIONES, BOMBAS Y TANQUES

7.1. DIMENSIONADO DE LAS CONDUCCIONES

Se conoce que la velocidad máxima que suele ser adecuada en el trasiego de fluidos a través de tuberías llenas, es de 2 m/s (Espert, V. et al. 2017), y la recomendada para tener margen de seguridad, es de 1,5 m/s. En base a ello, se dimensionan los diámetros de las tuberías de alimentación del siguiente modo:

$$A = \frac{Q}{v} = \pi \cdot \frac{D^2}{4} \rightarrow D = \sqrt{\frac{4 \cdot Q}{\pi \cdot v}}$$

Con esto, se escoge un diámetro comercial que cumpla de la forma más aproximada las condiciones de operación requeridas, incluida la presión en los casos de los módulos de membranas, tanto en el alimento como en el rechazo. Los cálculos detallados se muestran en el Anexo IV.

Se escogen tuberías de la casa Hastinik.

7.1.1. Conducciones de la etapa 1: proceso de MF.

7.1.1.1. Tuberías de alimento a la bomba de recirculación y a los módulos de membranas de MF, así como de su recirculación de seguridad.

En la **Tabla 7.1-1** se exponen los diámetros nominales (DN) escogidos para que la velocidad de trasiego en las tuberías de alimentación a los módulos de membranas de MF sea adecuada.

Tabla 7.1-1. Diámetro nominal de las tuberías del alimento de la etapa de microfiltración.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,104	0,01	1,57
2	0,154	0,02	1,43

7.1.1.2. Tuberías de recolección del rechazo de la etapa de microfiltración.

En la **Tabla 7.1-2** se muestran los DN escogidos para que la velocidad de trasiego en las tuberías del rechazo de los módulos de membranas de MF sea adecuada.

Tabla 7.1-2. Diámetro nominal de las tuberías de recolección del rechazo de la etapa de microfiltración.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,0889	0,01	1,68
2	0,129	0,01	1,60

7.1.1.3. *Tubería de recirculación a los módulos de membranas de la etapa de MF.*

Se recircula a las membranas el 80% del caudal de rechazo (Cuartas E. y Álvarez, S., 2018). En la **Tabla 7.1-3** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de recirculación a los módulos de membranas de MF sea adecuada.

Tabla 7.1-3. Diámetro nominal de la tubería de recirculación a las membranas de microfiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,1143	0,01	1,63

7.1.1.4. *Tubería de recirculación al tanque de alimento de la etapa de microfiltración.*

Se recircula al tanque de alimento el 20% del caudal de rechazo. En la **Tabla 7.1-4** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de recirculación tanque de alimento de la estación de MF sea adecuada.

Tabla 7.1-4. Diámetro nominal de la tubería de recirculación al tanque de alimento de la estación de microfiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,0603	0,003	1,46

7.1.1.5. Tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alimentación, así como de su recirculación de seguridad, de la etapa de microfiltración.

En la **Tabla 7.1-5** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de aspiración e impulsión a la bomba de alimentación de la estación de MF sea adecuada. Cabe anotar que el caudal de salida es el mismo que el recirculado al tanque de alimento.

Tabla 7.1-5. Diámetro nominal de la tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alimentación de la estación de microfiltración, así como de su recirculación de seguridad, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,0603	0,003	1,46

7.1.1.6. Tuberías de recolección del permeado de la etapa de MF.

En la **Tabla 7.1-6** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de recolección de permeado de los módulos de membranas de MF sea adecuada.

Tabla 7.1-6. Diámetro nominal de la tubería de recolección del permeado de un tubo de presión de microfiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,0483	0,002	1,57

Debido a que, como se observa en el **Anexo IV**, para que la velocidad de trasiego en la alimentación de la NF sea adecuada, el permeado de la MF se separa en tantos tanques como tubos de presión (2), es innecesario unir los permeados.

Así, se ahorra una válvula de 3 vías y cambios de diámetro para que la velocidad de trasiego sea adecuada.

7.1.2. Conducciones de la etapa 2: proceso de NF.

7.1.2.1. Tuberías de alimento a la bomba de recirculación y a los módulos de membranas de nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad.

En la **Tabla 7.1-7** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de alimento a los módulos de membranas de NF sea adecuada.

Tabla 7.1-7. Diámetro nominal de la tubería de alimento a un tubo de presión de nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,07	0,004	1,66
9	0,2191	0,04	1,53

7.1.2.2. Tuberías de recolección del rechazo de la etapa de NF.

En la **Tabla 7.1-8** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de rechazo de los módulos de membranas de NF sea adecuada.

Tabla 7.1-8. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de un tubo de presión de la estación de nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,07	0,004	1,61
9	0,2191	0,0377	1,48
18	0,273	0,059	1,91

7.1.2.3. Tubería de recirculación a los módulos de membranas de la etapa de nanofiltración.

En la **Tabla 7.1-9** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de recirculación a los módulos de membranas de NF sea adecuada.

Tabla 7.1-9. Diámetro nominal de la tubería de recirculación a la estación de nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,206	0,03	1,34

7.1.2.4. Tubería de recirculación al tanque de alimento de la etapa de nanofiltración.

En la **Tabla 7.1-10** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de recirculación al tanque de la estación de membranas de NF sea adecuada.

Tabla 7.1-10. Diámetro nominal de la tubería de recirculación al tanque de alimento de la nanofiltración y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,1016	0,008	1,38

7.1.2.5. Tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión, así como de su recirculación de seguridad, de la etapa de nanofiltración.

En la **Tabla 7.1-11** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de aspiración e impulsión a la bomba de alta presión de la estación de NF sea adecuada.

Tabla 7.1-11. Diámetro nominal de la tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión de la estación de nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,1016	0,008	1,38

7.1.2.6. Tuberías de recolección del permeado de la etapa de nanofiltración.

En la **Tabla 7.1-12** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de permeado de los módulos de membranas de NF sea adecuada.

Tabla 7.1-12. Diámetro nominal de la tubería de recolección del permeado de un tubo de presión de nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,015	0,0002	1,04
9	0,038	0,0011	1,45
18	0,053	0,002	1,50

7.1.3. Conducciones de la etapa 3: reactor y centrífuga.

Para el llenado de estos elementos no se requiere presión, simplemente un caudal elevado para que el llenado se haga en poco tiempo. Por ello, se selecciona un diámetro de tubería que soporte la baja presión de la bomba seleccionada (indicada en el apartado correspondiente), y que la velocidad asociada se encuentre alrededor de la recomendada o, como máximo, por debajo de 2 m/s.

7.1.3.1. Reactor

En cuanto al reactor, el DN de tubería seleccionado del catálogo de Hastinik que soporta la presión ejercida por el modelo de bomba seleccionada para el llenado desde cada tanque, para que con el caudal seleccionado la velocidad de trasiego sea adecuada, se indica en la **Tabla 7.1-13**.

Tabla 7.1-13. DN de las tuberías de alimento al reactor, caudal empleado y velocidad obtenida.

DN	A	Q	v
(m)	(m ²)	($\frac{m^3}{h}$)	($\frac{m}{s}$)
0,273	0,06	275	1,31

7.1.3.2. Centrífuga

En cuanto a la centrífuga, se debe seleccionar una tubería que soporte las condiciones de operación de la bomba escogida en función de los requisitos de llenado de la centrífuga seleccionada (<http://www.pieralisi.com/es/>), como se presenta en la **Tabla 7.1-14**.

Tabla 7.1-14. Caudal requerido en la centrífuga, diámetro nominal seleccionado y velocidad obtenida.

Q	DN	A	v
$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m)	(m ²)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
43,72	0,1016	0,01	1,50

7.1.4. Conducciones de la etapa 4: proceso de diaNF.

7.1.4.1. *Tuberías de alimento a la bomba de baja presión y a los módulos de membranas de dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad.*

En la **Tabla 7.1-15** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de alimento a los módulos de membranas de diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-15. Diámetro nominal de la tubería de alimento a una membrana de dia-nanofiltración y la velocidad de paso correspondiente.

Nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m ²)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
1	0,0424	0,001	1,48
16	0,1683	0,022	1,50

7.1.4.2. *Tuberías de recolección del rechazo de la etapa de membranas de dia-nanofiltración.*

En la **Tabla 7.1-16** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de rechazo de los módulos de membranas de diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-16. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de un tubo de presión de la estación de dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,04	0,001	1,53
16	0,156	0,019	1,61

Debido a que la posterior OI requiere tuberías de bajo DN para resistir los 50 bar que se aplican, con el fin de evitar velocidades de paso demasiado elevadas, se divide la corriente de rechazo de la diaNF en 2 tanques, que alimentarán dos estaciones de membranas de OI. En la **Tabla 7.1-17** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de rechazo de los módulos de membranas de diaNF que lleva la mitad del caudal rechazado, sea adecuada.

Tabla 7.1-17. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de la mitad del caudal de las membranas de dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tub MF Total	V tub MF Total
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,114	0,010	1,51

7.1.4.3. *Tubería de recirculación a los módulos de membranas de la etapa de dia-nanofiltración.*

En la **Tabla 7.1-18** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de recirculación a los módulos de membranas de diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-18. Diámetro nominal de la tubería de recirculación a la estación de dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,1397	0,015	1,61

7.1.4.4. *Tubería de recirculación al tanque de alimento de la etapa de diaNF.*

En la **Tabla 7.1-19** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de recirculación al tanque de la estación de membranas de diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-19. Diámetro nominal de la tubería de recirculación al tanque de alimento de la estación de dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,07	0,004	1,60

7.1.4.5. *Tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión, así como de su recirculación de seguridad, de la etapa de dia-nanofiltración.*

En la **Tabla 7.1-20** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de aspiración e impulsión a la bomba de alta presión de la estación de diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-20. Diámetro nominal de la tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión de la estación de dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,07	0,004	1,60

7.1.4.6. *Tuberías de recolección del permeado de la etapa de dia-nanofiltración.*

En la **Tabla 7.1-21** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de permeado de los módulos de membranas de diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-21. Diámetro nominal de la tubería de recolección del permeado de un tubo de presión de dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,015	0,0002	0,91
16	0,0483	0,002	1,40

Para la posterior etapa de OI de este permeado, debido al mismo motivo indicado para la OI del rechazo de este proceso, se ha de dividir la corriente. En este caso, se divide en 3, por lo que las conducciones que se dirigen a cada tanque de almacenamiento tienen los DN indicados en la **Tabla 7.1-22**.

Tabla 7.1-22. Diámetro nominal de la tubería de recolección del permeado de la tercera parte del caudal de las membranas de dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tub MF Total	V tub MF Total
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,0269	0,001	1,50

7.1.4.7. Tubería de alimento de disolvente al tanque de alimento de la dia-nanofiltración (tanque de escurrido centrífuga).

Se desea emplear un DN que conlleve una velocidad de trasiego, si es posible, de 1,5 m/s (**(Espert, V. et al. 2017)**), según se indica en la **Tabla 7.1-23**. El caudal de alimentación ha de ser el mismo que el del permeado de la diaNF (QA = 9,22 m³/h).

Tabla 7.1-23. Diámetro nominal de la tubería de alimento de disolvente al tanque de alimento de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tub	v tub
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,0483	0,002	1,40

7.1.5. Conducciones de la etapa 4: proceso de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración

7.1.5.1. *Tuberías de alimento a la bomba de alimentación y a los módulos de membranas de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad.*

En la **Tabla 7.1-24** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de alimento a los módulos de membranas de OI del R de la diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-24. Diámetro nominal de la tubería de alimento a un tubo de presión de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,04	0,001	1,51
3	0,0603	0,003	1,33

7.1.5.2. *Tuberías de recolección del rechazo de la etapa de OI del R de la diaNF.*

En la **Tabla 7.1-25** se expone el diámetro nominal escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de rechazo de los módulos de membranas de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración sea adecuada.

Tabla 7.1-25. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de un tubo de presión de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A	v
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,0400	0,001	1,41
3	0,07	0,004	1,39
6	0,1016	0,01	1,32

7.1.5.3. *Tubería de recirculación a los módulos de membranas de la etapa de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.*

En la **Tabla 7.1-26** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de recirculación a los módulos de membranas de OI del R de la diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-26. Diámetro nominal de la tubería de recirculación a las membranas de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,0603	0,00	1,49

7.1.5.4. *Tubería de recirculación al tanque de alimento de la etapa de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.*

En la **Tabla 7.1-27** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de recirculación al tanque de alimento de la estación de membranas de OI del R de la diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-27. Diámetro nominal de la tubería de recirculación al tanque de alimento de la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,03	0,001	1,51

7.1.5.5. Tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión, así como de su recirculación de seguridad, de la etapa de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

En la **Tabla 7.1-28** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de aspiración e impulsión a la bomba de alta presión de la estación de diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-28. DN Diámetro nominal de la tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión de la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,03	0,001	1,51

7.1.5.6. Tuberías de recolección del permeado de la etapa de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

En la **Tabla 7.1-29** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de permeado de los módulos de membranas de diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-29. Diámetro nominal de la tubería de trasiego del permeado de un tubo de presión de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A	v
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,015	0,0002	0,69
3	0,018	0,0003	1,45
6	0,0254	0,001	1,45

7.1.6. Conducciones de la etapa 5: proceso de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

7.1.6.1. Tuberías de alimento a los módulos de membranas de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad.

En la **Tabla 7.1-30** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de alimento a los módulos de membranas de OI del P de la diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-30. Diámetro nominal de la tubería de alimento a un tubo de presión de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,04	0,001	1,51
3	20,52	0,0889	0,01

7.1.6.2. Tuberías de recolección del rechazo de la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y de las recirculaciones.

En la **Tabla 7.1-31** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de rechazo de los módulos de membranas de OI del P de la diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-31. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de un tubo de presión de la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,032	0,001	1,45
3	0,054	0,002	1,53
6	0,0761	0,005	1,54
9	0,0889	0,01	1,69

7.1.6.3. Tubería de recirculación a los módulos de membranas de la etapa de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

En la **Tabla 7.1-32** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de recirculación a los módulos de membranas de OI del P de la diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-32. Diámetro nominal de la tubería de recirculación a la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,0483	0,002	1,53

7.1.6.4. Tubería de recirculación al tanque de alimento de la etapa de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

En la **Tabla 7.1-33** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de recirculación al tanque de alimento de la estación de membranas de OI del P de la diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-33. Diámetro nominal de la tubería de recirculación al tanque de alimento de la ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,0254	0,001	1,38

7.1.6.5. *Tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión, así como de su recirculación de seguridad, de la etapa de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.*

En la **Tabla 7.1-34** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de aspiración e impulsión a la bomba de alta presión de la estación de OI del P de la diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-34. Diámetro nominal de la tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión de la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,0254	0,001	1,38

7.1.6.6. *Tuberías de recolección del permeado de la etapa de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.*

En la **Tabla 7.1-35** se expone el DN escogido para que la velocidad de trasiego en la tubería de permeado de los módulos de membranas de OI del P de la diaNF sea adecuada.

Tabla 7.1-35. Diámetro nominal de la tubería de trasiego del permeado de un tubo de presión de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A	v
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,0254	0,0507	1,45
3	0,0424	0,001	1,56
6	0,0603	0,003	1,55
9	0,0761	0,005	1,46

7.1.6.7. Tuberías de alimento de etanol al tanque de disolvente y al del rechazo de la ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

Para alimentar al tanque de disolvente solamente existe la restricción de velocidad máxima de trasiego (1,5 m/s), no hay necesidades de resistencia a la presión. Se escoge un caudal de trabajo de 13 m³/h, adecuado a la bomba de impulsión escogida (ver el apartado de selección de bombas), quedando la velocidad como se indica en la **Tabla 7.1-36**.

Tabla 7.1-36. Diámetro nominal de la tubería de alimento de etanol al tanque de disolvente

DN	A	v
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,054	0,002	1,58

7.2. CIRCUITO DE LIMPIEZA

Según la casa comercial Alfa Laval, (<https://www.alfalaval.com>) el modo de limpieza CIP (Cleaning In Place) es el más cómodo de realizar y el más eficaz en la industria alimentaria, para lo que se emplean las sustancias, dispositivos y modos de operación que indican en sus recomendaciones.

Además de una limpieza de las tuberías, para lograr una elevada eficacia y eficiencia de la limpieza de los tanques, resulta crucial emplear un sistema de aspersion, que se conecta a una bifurcación del circuito principal para cada caso. Para ello, se selecciona la boquilla aspersora y el DN de tubería deseado, con la correspondiente válvula de 3 vías y el elemento troncocónico adecuado para acoplar correctamente con los diámetros de las tuberías a las que se conecta. Según se escojan los componentes, según indica Alfa Laval, se debe operar con una velocidad de flujo específica.

En los manuales de Alfa Laval se recomienda la secuencia de aplicación de los productos de limpieza, así como el tiempo de operación para el lavado.

Con esto, se indican a continuación los agentes de limpieza y los elementos seleccionados, así como las condiciones de operación.

Según indica Alfa Laval, el tiempo de limpieza ha de ser de, al menos, **t_{limpieza} = 16 min.**

De entre los DN de tubería, en todos los casos se escoge el más grande que ofrecen, pues es el más cercano a los que conectan con la válvula de 3 vías a la que se acopla en el tramo correspondiente. Las características de la boquilla se presentan en la **Tabla 7.2-1**.

Tabla 7.2-1. Características de la boquilla de spray para la limpieza de tanques

Modelo	D Máx tanque	P	Coste limpieza	Eficiencia limpieza	Aplicación
	(m)	(bar)			
Rotary Jet Head	15	[5 – 7]	Bajo	Elevada	Fermentadores y tanques grandes

Las condiciones de operación recomendadas para dicha boquilla se exponen en la **Tabla 7.2-2**.

Tabla 7.2-2. Condiciones de operación para la boquilla de spray de limpieza.

Diámetro nominal	Caudal	V alimentado ($t_{limpieza}$)
(mm)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^3)
100	40	10,67

Se toma un caudal de limpieza por el circuito igual al recomendado para la boquilla (40 m³/h), y un tiempo igual al mínimo recomendado (16 min), en el que inicialmente se trabaja a baja presión y, después, se incrementa ligeramente la presión.

De este modo, el volumen de cada agente de limpieza a emplear, con un 20% extra por seguridad, es:

$$V_{limpieza} = 3 \cdot (Q_{spray} \cdot t_{limpieza}) \cdot (1 + 20\%) = 38,40 \text{ m}^3$$

Dicho volumen es superior al volumen muerto de la etapa con un volumen muerto más grande, la diaNF, calculado a continuación.

$$V_{muerto \text{ diaNF}} = V_{módulos \text{ de memb diaNF}} + V_{tuberías \text{ diaNF}} = 1,37 \text{ m}^3$$

Siendo:

$$V_{módulos \text{ diaNF}} = S_{memb} \cdot L_{memb} \cdot n^o_{memb} = 0,01 \cdot 1 \cdot 9 = 0,12 \text{ m}^3$$

y

$$V_{tub T} = \sum V_{tub} \text{ siendo } V_{tub} = A_{tub} \cdot L_{tub} \text{ con } A_{tub} = \pi \cdot \frac{D^2}{4}$$

Se indican las dimensiones de las tuberías correspondientes a la etapa de diaNF, así como el volumen total de las mismas en la **Tabla 3.1-1** del **Anexo IV**, y el volumen muerto de las membranas en la **Tabla 3.1-2** del mismo Anexo.

Finalmente, el volumen muerto de esta sección de la instalación, es:

$$V_{muerto \text{ diaNF}} = 1,49 \text{ m}^3$$

Las cantidades necesarias de cada agente de limpieza, se exponen en la **Tabla 7.2-3**, siendo:

$$m_{componente} = m_{limpieza} \cdot C_{componente}$$

Y considerando que la densidad de las disoluciones de limpieza es la del agua, por estar muy diluidas, se obtiene el volumen de agua necesario para realizar la dilución, según:

$$V_{agua\ necesaria} = \frac{m_{limpieza} - m_{componente}}{\rho_{agua}}$$

El ácido cítrico y el hipoclorito sódico pueden emplearse simultáneamente, por lo que solamente se realiza una disolución que incluye a ambos.

Tabla 7.2-3. Cantidades necesarias de los agentes de limpieza.

Agente de limpieza	Concentración	masa necesaria	m agua necesaria	V agua necesaria	V disolución
	$\left(\frac{m}{m}\right)$	(kg)	(kg)	(m ³)	(m ³)
NaOH (base)	2 %	768	37.632,00	37,632	38,40
Ác. Cítrico (ácido)	0,50 %	192	37.632,00	37,632	38,40
Hipoclorito sódico (desinfectante)	1 ppm	0,04			

Las disoluciones se renuevan cada semana, por lo que al mes se emplea 4 veces la cantidad indicada anteriormente.

Las etapas de la limpieza son:

1. Primer aclarado con agua.
2. Disolución de NaOH.
3. Segundo aclarado con agua.
4. Dis. de ác. cítrico e hipoclorito.
5. Tercer aclarado con agua.

El volumen de agua necesario para los enjuagues es:

$$V_{enjuagues} = 3 \cdot V_{limpieza} = 115,20 \text{ m}^3$$

Los enjuagues se realizan en circuito abierto, por lo que cada día se emplea en ellos la cantidad de agua indicada.

7.3. DIMENSIONADO DE LAS BOMBAS

Para calcular las necesidades que deben cubrir las bombas instaladas, se realizan balances de energía hidráulica mediante la ecuación de Bernoulli (**Espert V. et al., 2018**).

$$H_B = \Delta z + \frac{\Delta p}{\rho \cdot g} + h_f$$

Siendo H_B la altura proporcionada por la bomba, Δz la diferencia de cotas, Δp la diferencia de presiones en bar, ρ la densidad del fluido en kg/m^3 , g la constante gravitacional y h_f el coeficiente de pérdidas en el tramo recorrido por el fluido.

$$h_f = h_{\text{primarias}} + h_{\text{secundarias}} + h_{\text{membranas}}$$

Siendo $h_{\text{primarias}} = \frac{8 \cdot f \cdot L}{\pi \cdot 2 \cdot g \cdot D^5} \cdot Q^2$, con f obtenida del ábaco de Moody (Anexo V); y $h_{\text{secundarias}} = \frac{\sum k_i \cdot v^2}{2 \cdot g}$, con k_i siendo las pérdidas de carga de cada accesorio atravesado (válvulas, uniones y codos). $h_{\text{membranas}}$, lógicamente, son las pérdidas de carga provocadas por las membranas.

Las pérdidas de carga de los accesorios son: $k_{\text{válvula}} = 0,1308$, $k_{\text{unión}} = 0,3$ y $k_{\text{codo}} = 0,75$.

En el ábaco de Moody, para conocer f es necesario conocer $\varepsilon_r = \frac{\varepsilon_{\text{tubería}}}{D}$, siendo $\varepsilon_{\text{tubería}} = 0.002 \text{ mm}$ (acero inoxidable), y $Re = \frac{D \cdot v \cdot \rho}{\mu}$.

En la **Tabla 7.3-1**, las pérdidas de carga de las bombas de baja presión, cumplen

$$h_T = h_{\text{Alimento}} + h_{\text{Rechazo}}$$

Tabla 7.3-1. Dimensionado de las bombas (I)

			Re	ϵ_r	f	$h_{primarias}$	$h_{primarias T}$	$h_{secundarias}$	$h_{secundarias T}$	$h_{membranas}$	h_f	H_B
			(-)	(-)	(-)	(m.c.a.)	(m.c.a.)	(m.c.a.)	(m.c.a.)	(m.c.a.)	(m.c.a.)	(m.c.a.)
MF	B baja p	A	121.146,50	1,30E-05	0,0108	0,029	0,188	0,090	0,577	12,240	13,004	13,004
		R	113.391,86	1,55E-05	0,0108	0,158	0,487	0,577	12,240	13,004	13,004	
	B alta p	48.515,92	3,32E-05	0,0136	0,197	0,197	0,043	0,043	0	0,240	14,249	
NF	B baja p	A	183.606,62	9,13E-06	0,0090	0,019	0,068	0,351	1,003	12,240	13,311	13,311
		R	178.337,91	9,13E-06	0,00825	0,048	0,652	1,003	12,240	13,311	13,311	
	B alta p	183.606,62	9,13E-06	0,0095	0,041	0,041	0,038	0,038	0	0,079	233,560	
EtOH al tanque de dis		46.785,36	3,70E-05	0,0138	0,217	0,217	0,050	0,050		0,267	0,267	
EtOH a R OI del R diaNF	B baja p	46.785,36	3,70E-05	0,0138	0,942	0,942	0,905	0,905		1,847	1,847	
Hollejo al reactor					0,108	0,108	0,294	0,294		0,402	0,402	
Disolvente al reactor					0,035	0,035	0,111	0,111		0,145	0,145	
R OI del R diaNF al reactor		195.762,91	7,33E-06	0,0093	0,039	0,039	0,111	0,111		0,149	0,149	
Retenido centrifuga al reactor					0,020	0,020	0,034	0,034		0,054	0,054	
Alimentación centrífuga		83.633,03	1,97E-05	0,0125	0,138	0,138	0,045	0,045		0,183	0,183	
Ecurrido centrífuga					0,159	0,159	0,045	0,045		0,159	0,159	

*A: Alimentación; R: Rechazo; En las bombas de baja presión: $h_T = h_{Alimento} + h_{Rechazo}$

Tabla 7.3-1. Dimensionado de las bombas (II)

Etapa			Re	ϵ_r	f	$h_{primarias}$	$h_{primarias T}$	$h_{secundarias dir}$	$h_{secundarias T}$	h_{memb}	h_f	H_B
			(-)	(-)	(-)	(m.c.a.)	(m.c.a.)	(m.c.a.)	(m.c.a.)	(m.c.a.)	(m.c.a.)	(m.c.a.)
diaNF	B baja p	A	138.566,26	1,19E-05	0,00975	0,209	0,397	0,579	1,446	73,440	75,283	75,283
		R	138.010,72	1,28E-05	0,0095	0,189		0,867				
	B alta p		61.513,35	2,86E-05	0,0120	0,179	0,179	0,051	0,051	0	0,230	93,622
OI del R diaNF	B baja p	A	52.408,25	2,63E-05	0,0135	0,060	0,334	0,093	0,551	12,240	13,126	13,126
		R	53.298,08	2,86E-05	0,0135	0,275		0,458				
	B alta p		24.872,44	6,67E-05	0,0155	0,734	0,734	0,042	0,042	0	0,776	584,478
OI del P diaNF	B baja p	A	44.862,40	2,25E-05	0,0135	0,027	0,488	0,050	0,528	12,240	13,256	13,256
		R	45.256,56	3,70E-05	0,0138	0,461		0,478				
	B alta p		19.242,95	7,87E-05	0,0133	0,406	0,406	0,038	0,038	0	0,444	584,478
Retorno del P OI del P diaNF al tanque de disolvente	B baja p		60.883,58	1,37E-06	0,0128	1,450	1,450	0,448	0,448		1,898	1,898
R MF al reactor	B baja p		195.762,91	1,53E-06	0,0105	0,057	0,057	0,360	0,360		0,416	0,416
Del R OI del R diaNF a la OI del P diaNF	B baja p		37.081,36	1,43E-06	0,0138	1,578	1,578	0,636	0,636		2,214	2,214
Retorno a los tanques	B baja p		195.762,91	1,53E-06	0,0105	0,145	0,145	0,187	0,187		0,332	0,332

*A: Alimentación; R: Rechazo; En las bombas de baja presión: $h_T = h_{Alimento} + h_{Rechazo}$

Siendo $10,2 \text{ m.c.a.} = 1 \text{ bar}$, las bombas escogidas para cada etapa son las mostradas en la **Tabla 7.3-2**. Se muestran puntos de funcionamiento aproximados, pudiendo ser ajustados a demanda.

Tabla 7.3-2. Bombas seleccionadas y puntos de funcionamiento aproximados y ajustables (I).

Etapa	Casa comercial	Modelo	Q	P	Cantidad
			(m ³ /h)	(bar)	(Uds.)
MF	Indusagar	MP-60	100,00	2,00	1
		MP-40	15,00	2,00	1
NF	Flowserve	D800 Series Cast Iron	340,00	15,00	2
		Mark 3 Lo-Flo	50,00	31,00	2
EtOH al tanque de dis	Indusagar	H-40	13,00	0,10	1
EtOH a R OI del R diaNF					1
Hollejo al reactor	Flowserve	D800 Series Cast Iron	275,00	1,00	1
Disolvente al reactor					1
R OI del R diaNF al reactor					1
Retenido centrífuga al reactor					1
Alimentación centrífuga	Indusagar	H-80	44,00	0,20	1
Escurrido centrífuga					1
diaNF	Goulds	Gearex Double Helical, Timed Gear	120,00	10,00	1
		Model 3355 Multistage	24,00	12,00	1

Tabla 7.3-2. Bombas seleccionadas y puntos de funcionamiento aproximados y ajustables (II).

Etapa	Casa comercial	Modelo	Q	p	Cantidad
			(m ³ /h)	(bar)	(Uds.)
OI del R diaNF	Indusagar	H-80	21,00	1,40	2
	Zeifelder	KS & KDS Blue Series	4,50	60,00	2
OI del P diaNF	Indusagar	H-80	21,00	1,40	3
	Zeifelder	KS & KDS Blue Series	4,50	60,00	3
Retorno del P OI del P diaNF al tanque de disolvente	Indusagar	H-80	44,00	2,10	1
R MF al reactor	Indusagar	H-150	275,00	0,50	1
Retorno a los tanques de limpieza		H-60	23,00	2,20	1
Impulsión de los tanques de limpieza		H-80	40,00	0,50	1

7.4. DIMENSIONADO DE LOS TANQUES

Se toma un factor de sobredimensionado del 20% respecto al volumen máximo que se va a almacenar, por lo que los volúmenes de cada depósito quedan como se muestra en la [Tabla 7.4-1](#).

Tabla 7.4-1. Dimensiones de los tanques.

Etapa	Corriente	V Máx	Nº dep	V dep	D	h	h final
		(m ³)	(Uds.)	(m ³)	(m)	(m)	(m)
MF	Alimento	15,67	1	18,80	3	2,66	2,70
	Permeado	15,62	2	9,37	2,5	1,91	2,00
	Rechazo	0,05	1	0,06	0,4	0,45	0,50
NF	Rechazo	3,90	1	4,69	2	1,49	1,50
Hollejo		14,81	1	17,78	3	2,52	2,60
Reactor		40,71	1	48,85	4	3,89	3,90
Centrífuga	Retenido 1	5,28	1	6,34	2	2,02	2,10
	Ecurrido Total (2 etapas)	43,99	1	52,79	4	4,20	4,30
diaNF	Permeado	87,98	3	35,19	3,5	3,66	3,70
	Rechazo	43,99	2	26,39	3,5	2,74	2,80
OI del R diaNF	Rechazo	36,79	1	44,15	3,5	4,59	4,60
OI del P diaNF	Rechazo	8,80	1	10,56	3	1,49	1,50
Etanol		20,39	1	24,46	3	3,46	3,50
Disolvente		162,42	1	194,90	6	6,89	6,90
Disolución NaOH limpieza		38,40	1	46,08	4	3,67	4,00
Disolución Ác. cítrico + hipoclorito limpieza		38,40	1	46,08	4	3,67	4,00

7.5. TIEMPOS DE OPERACIÓN Y LIMPIEZA

Los tiempos de operación de cada etapa y el total se recopilan en la **Tabla 7.5-1**.

Tabla 7.5-1. Tiempos de operación de las diferentes etapas del proceso.

t op	MF	NF	reactor x2	centrífuga x2	diaNF	OI del R diaNF	OI del P diaNF	Total
(h)	0,75	0,99	4	2	9,55	2,72	3,32	20

Los tiempos de limpieza de cada etapa son iguales. Se toma un tiempo de media hora para cada fase. Conforme un agente de limpieza pasa por completo a la siguiente fase, el siguiente producto se impulsa a la fase que ha limpiado el primer producto. De este modo, la forma de calcular el tiempo de limpieza, es:

$$\begin{aligned}
 t_{limpieza} &= \\
 &= t_{limpieza \text{ de cada agente}} \cdot n^{\circ} \text{ estaciones} + t_{limpieza \text{ de cada agente}} \cdot (n^{\circ} \text{ etapas}_{limpieza} - 1) = \\
 &= 0,27 \cdot 7 + 0,27 \cdot (5 - 1) = 2,93 \text{ h}
 \end{aligned}$$

Como la limpieza empieza antes de que la operación completa finalice, y se deja media hora de margen entre el final el último proceso y la llegada del primer enjuague a él para evitar un solapamiento, el tiempo de limpieza que excede del tiempo de operación, es:

$$\begin{aligned}
 t_{excedente \text{ limpieza}} &= t_{margen} + t_{limpieza \text{ de cada agente}} \cdot n^{\circ} \text{ etapas}_{limpieza} = 0,5 + 0,27 \cdot 5 \\
 &= 1,83 \text{ h}
 \end{aligned}$$

Para asegurar más, tomamos un $t_{excedente \text{ limpieza}} = 2 \text{ h}$

De manera que el tiempo de operación incluyendo la limpieza es de:

$$t_{op T} = t_{limpieza} + t_{excedente \text{ limpieza}} = 22 \text{ h}$$

8. ESTUDIO ECONÓMICO

En la presente sección del proyecto se analiza la viabilidad económica del mismo.

1.1. COSTE DE OPERACIÓN Y BENEFICIOS.

Se muestran los costes en los que se incurre durante el funcionamiento de la instalación durante un mes, así como los beneficios obtenidos por la venta del producto.

El salario del operario de planta se obtiene de la web tusalsario.es, y el del ingeniero, de la web indeed.com.

Tabla 1.1-1. Sueldos.

Trabajadores de la empresa	Cantidad	mensual
	Uds.	€/mes
Operario de planta	2	1.977,32
Ingeniero Químico	1	2.584,08
	Total	4.561,40

El coste del agua se toma de la web iagua.es; el del etanol, de la Shandong Allplace; el del hidróxido de sodio, de la web restauroonline.com; el del ácido cítrico, de la web solostocks.com; el del hipoclorito y el de las enzimas, de la web vadequimica.com; el de las enzimas, de la web sigmaaldrich.com.

Tabla 1.1-2. Coste de los agentes químicos necesarios.

Compuesto	Uds.	Uds.	precio unit.	precio/mes
	kg/día	kg/mes	€/kg	€/mes
Agua	-	4.006.056,01	0,00223	8.933,50
EtOH	18.115,08	543.452,54	0,20	108.690,51
NaOH	-	3.072,00	6,00	18.432,00
Ác. Cítrico	-	768,00	1,59	1.221,12
HClO ⁻	-	0,15	0,65	0,10
Enzimas	-	148,00	2.081,97	308.131,15
Citrato sódico	-	971,26	2,92	2.836,07
			Total	447.661,70

Las membranas se reponen cada 5 años, por lo que, empleándolas un mes al año, el coste de reposición es:

$$\text{Coste reposición membranas} = \frac{\text{Coste membranas}}{12 \text{ meses/año}} \cdot 5 \text{ años} = 961,48 \frac{\text{€}}{\text{mes}}$$

Tabla 1.1-3. Coste de las membranas.

Reposición membranas	Precio
	€/mes
Cada 5 años (Se emplean 1 mes/año)	961,48

Siendo el precio estimado de la electricidad 0,1 €/(kw·h), el coste del consumo eléctrico se considera el asociado al funcionamiento de las bombas, el cual se obtiene a partir de los datos incluidos en la [Tabla 1.1-4](#) y en la

[Tabla 1.1-5](#).

Con ello, se obtiene el coste del consumo eléctrico:

$$\text{Coste consumo eléctrico} = 2.468,10 \frac{\text{€}}{\text{año}}$$

El coste por tratamiento de residuos se considera 341,80 €/mes ([Guarch J., 2017](#)).

El coste anual causado por el mantenimiento y reparación de los equipos, según [Peters et al. \(1991\)](#), se estima como el 7% del coste inmovilizado (ver el [Documento II](#), donde se incluye el presupuesto).

$$\text{Coste mantenimiento} = 7\% \cdot \text{Coste inmovilizado} = 60.380,21 \frac{\text{€}}{\text{año}}$$

La amortización de la instalación es a 15 años, y su valor se calcula según la siguiente ecuación.

$$\text{Amortización} = \frac{PEC}{15} = 93.264,14 \frac{\text{€}}{\text{año}}$$

A la suma de los conceptos anteriores se le denomina “Coste de operación”, cuyo valor es de:

$$\begin{aligned} \text{Coste}_{operación} = & \text{Sueldos} + \text{Coste}_{químicos} + \text{Coste}_{membranas} + \text{Coste}_{electricidad} \\ & + \text{Amortización} + \text{Coste}_{mantenimiento} + \text{Coste}_{residuos} = 609.638,83 \frac{\text{€}}{\text{año}} \end{aligned}$$

Tabla 1.1-4. Coste de la energía consumida por las bombas de alta presión

Bombas alta p										
Marca	Modelo	Uds.	Q	p	P unitaria	P	t diario	t mensual	Consumo	Coste de explotación
		Uds.	m3/hr	bar	kw	kw	hr	hr	kw·hr	€
Indusagar	MP-40	1	15,00	2	5,52	5,52	2,75	82,50	455,40	45,54
Flowserve	Mark 3 Lo-Flo	2	50,00	31	13,25	26,50			2.185,92	218,59
Goulds	3355 Multistage	1	24,00	12	8,83	8,83			728,64	72,86
Zeifelder	KS & KDS Blue Series	5	4,50	60	18,40	92,00			7.590,00	759,00
									Total	1.096,00

Tabla 1.1-5. Coste de la energía consumida por las bombas de baja presión

Bombas baja p										
Marca	Modelo	Uds.	Q	p	P unitaria	P	t diario	t mensual	Consumo	Coste de explotación
		Uds.	m3/hr	bar	kw	kw	hr	hr	kw·hr	€
Indusagar	H-40	2	13	0,1	1,104	2,21	1,37	41,10	272,25	27,22
	H-60	1	23	2,2	4,416	4,42	3,37	101,10	1.339,37	133,94
	H-80	2	44	0,2	2,576	5,15	2,37	71,10	1.098,92	109,89
		5	21	1,4	4,048	20,24	4,37	131,10	7.960,39	796,04
		1	44	2,1	7,36	7,36	5,37	161,10	3.557,09	355,71
		1	40	0,5	1,104	1,10	6,37	191,10	632,92	63,29
	H-150	1	275	0,5	14,72	14,72	7,37	221,10	9.763,78	976,38
	MP-60	1	100	2	12,512	12,51	8,37	251,10	9.425,29	942,53
Flowserve	D800 Series Cast Iron	2	340	15	1,104	2,21	9,37	281,10	1.862,01	186,20
		4	275	1	1,104	4,42	10,37	311,10	4.121,45	412,15
Goulds	Gearex Double Helical, Timed Gear	1	120	10	1,104	1,10	11,37	341,10	1.129,72	112,97
									Total	4.116,32

Los ingresos obtenidos se basan en el precio del producto comercial Hidroxinua 25 de **Laboratorios Nua, S.A.**

Se toma un precio de venta a dicha empresa del 3,5% del precio de venta de su producto.

Tabla 1.1-6. Precio de venta.

fenoles/cápsula	Cápsulas/caja	Coste por caja	Coste/cápsula	Coste/mg	3,5% precio Hidroxinua
mg/caps	nº caps/caja	€/caja	€/caps	€/mg	€
25,00	90	33,00	0,37	0,01	0,51

Tabla 1.1-7. Ingresos brutos.

Uds.	Uds.	Precio unit.	Precio unit.	Ingresos brutos
kg/día	kg/mes	€/gm	€/kg	€
193,81	5.814,19	0,51	513,33	2.984.616,72

Y, siendo el I.V.A. el 27%, se obtienen unos **ingresos netos** al mes de **2.178.770,20 €**.

Teniendo en cuenta los costes de explotación, el **beneficio** obtenido queda en **1.569.131,37 €**.

Por tanto, el tiempo de recuperación del coste de inversión es

$$t_{recuperación} = \frac{\text{Coste inversión}}{\text{Beneficio}} = 0,82 \text{ meses}$$

Dado que se trabaja un mes al año, la inversión se recupera en el primer año de operación.

9. CONCLUSIONES

Las conclusiones que se extraen del proyecto realizado se exponen a continuación:

- Los residuos vegetales, en este caso los residuos sólidos de la producción de vino, son una materia prima para la extracción de compuestos altamente beneficiosos para la salud, los compuestos fenólicos de bajo peso molecular.
- En este trabajo, para la recuperación de compuestos fenólicos de bajo peso molecular a partir de residuos sólidos de la producción de vino se ha propuesto y diseñado una extracción sólido-líquido asistida con enzimas, y para su purificación y concentración, se han propuesto diversas tecnologías de membranas combinadas.
- El proceso que se propone se inicia con una clarificación del vino bruto mediante microfiltración, para eliminar patógenos y compuestos que den turbidez. En el rechazo queda el líquido residual a depurar y, en el permeado, el vino clarificado. Se alcanza un factor de reducción de volumen de 333,33 y se emplean 2 módulos de membranas arrolladas en espiral Synder LV de la casa comercial Synder Filtration, con un área de membrana de 57,59 m² cada uno, dispuestas en paralelo.
- La segunda etapa es una desalcoholización parcial del vino mediante nanofiltración, de manera que se obtenga un vino con reducido contenido alcohólico en el rechazo, y agua y etanol en el permeado, disolución que se aprovecha para la posterior extracción de compuestos fenólicos, si bien se debe añadir etanol adicional. Se logra un factor de reducción de volumen de 4 y se emplean 18 módulos de membrana arrolladas en espiral TriSep NF 8038-XN45 de la casa comercial Microdyn Nadir, con un área de membrana de 33 m² cada una, dispuestas en paralelo.
- Para llevar a cabo la extracción sólido-líquido de compuestos fenólicos a partir de residuos sólidos de la elaboración de vino (hollejo) se emplea una mezcla etanol-agua 40-60 % en masa, correspondiente al disolvente óptimo según la bibliografía. Se opera a una temperatura de 37°C durante dos horas, realizando dos etapas de extracción en un reactor de tanque agitado.
- La extracción sólido-líquido se realiza sobre la materia fresca, sin procesos previos de secado y molienda (pese a que éstos permiten el almacenamiento más tiempo y aumentan la superficie de contacto, respectivamente), ya que el rendimiento de la operación aumenta alrededor de un 275%, debido a que se reduce la degradación de los compuestos que se desea extraer.

- La tecnología enzimática permite digerir los tejidos en los que se encuentran encerrados los compuestos de interés, facilitando su extracción. Se opera a la temperatura indicada de 37°C, empleando enzimas en una concentración del 2% (kg enzimas / kg residuo seco), y una disolución tampón en una concentración de 3 kg/m³ agua, para mantener un pH de 4,7. Las enzimas escogidas son celulasas, puesto que la materia vegetal a digerir se compone, principalmente, de celulosa. Con esto, se logra una mejora del rendimiento de extracción del 66%.
- Tras cada etapa de extracción, la mezcla se centrifuga. Tras la primera centrifugación, el sólido húmedo se recircula al reactor, y el escurrido se dirige a la posterior etapa de purificación. Tras la segunda centrifugación, el sólido húmedo se aparta como residuo a gestionar, y el escurrido se dirige a la etapa de purificación. Se emplea una centrifuga Jumbopress de Pialisi.
- Para la separación de los compuestos fenólicos de bajo peso molecular se emplean 96 módulos de membranas de nanofiltración Evonik 900 arrolladas en espiral de la casa comercial Evonik, con un área de membrana 24 m² cada una, dispuestas en 16 tubos de presión en paralelo, con 6 membranas en serie en cada uno. Se opera en modo diafiltración, con un factor de diafiltración de 2. El permeado contiene los compuestos fenólicos de bajo peso molecular
- El rechazo de la nanofiltración contiene las enzimas celulasas, las cuales, previa concentración por ósmosis inversa, son recirculadas al reactor. El permeado corresponde a una mezcla etanol-agua que se reutiliza en la diananofiltración. Se emplean 6 membranas arrolladas en espiral SW30HR-380 de la casa comercial Filmtech con un área de membrana 35,32 m² cada una, dispuestas en paralelo.
- El permeado de la etapa de nanofiltración se envía a una etapa de concentración de compuestos fenólicos, que se realiza mediante una ósmosis inversa con membranas SW30HR-380 de la casa comercial Filmtech con un área de membrana 35,32 m² cada una, dispuestas en 9 tubos de presión en paralelo, con 6 membranas en serie en cada uno. Se logra un factor de reducción de volumen de 10. El permeado es disolvente diluido, que se recircula al tanque de disolución, donde se reconcentra en etanol, y el rechazo es la disolución concentrada con compuestos fenólicos, el objetivo de la instalación.
- El procesado de 666,67 Tm/año de uva (200 Tm de residuos sólidos y 466,67 Tm de vino) mediante la instalación propuesta y diseñada, logra obtener 5.814,19 kg/año de compuestos fenólicos de bajo peso molecular, lo que supone unos ingresos netos por su venta de 2.178.770,20 €/año.
- Siendo el coste de inversión de 1.481.202,35 €, y el de operación de 582.402,44 €/año, se obtiene un beneficio de 1.596.367,76 €, lo que deja el tiempo de recuperación del coste de inversión inicial en 0,82 meses.
- Este tipo de instalaciones, con las adaptaciones necesarias, puede procesar diferentes materias vegetales, por lo que podrían operar durante todo el año si tienen la materia prima necesaria.

10. BIBLIOGRAFÍA

A

- Alcaina M. I. (2016). Tecnología de Membranas, temario del Grado en Ingeniería Química de la Universitat Politècnica de València.
- Aliakbarian B., De Faveri D., Converti A., Perego P. (2008). "Optimisation of olive oil extraction by means of enzyme processing aids using response surface methodology". *Biochemical Engineering Journal*, 42, 34–40. <https://doi.org/10.1016/j.bej.2008.05.006>
- Alfa Laval. https://www.alfalaval.com/globalassets/images/industries/food-and-water/food-and-water-webinars/alfa-laval_principles-of-cleaning-and-cip.pdf
- Álvarez A., Poejo J., Matías A. A., Duarte C. M. M., Cocero M. J., Mato R. B. (2017). "Microwave pretreatment to improve extraction efficiency and polyphenol extract richness from grape pomace. Effect on antioxidant bioactivity". *Food Bioprod. Process.*, 106, 162–170. <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2017.09.007>
- Álvarez S. (2014). Reactores Químicos, temario del Grado en Ingeniería Química de la Universitat Politècnica de València.
- Álvarez S. (2017). Aplicaciones Industriales de las Membranas, temario del Máster Universitario en Ingeniería Química de la Universitat Politècnica de València.
- Ames B.N., Shigenaga M.K., Hagen T.M. (1993). "Oxidants, antioxidants, and the degenerative diseases of aging". *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 90, 7915-7922. <https://doi.org/10.1073/pnas.90.17.7915>
- Amić D., Davidović-Amić D., Bešlo D., Trinajstić N. (2003). "Structure-radical scavenging activity relationships of flavonoids". *Croatia Chemica*, 76, 55-61. <https://hrcak.srce.hr/103057>
- Andreu A. (2011). "Nuevas metodologías analíticas para la determinación de antioxidantes alimentarios". Tesis doctoral. Córdoba: Universidad de Córdoba.
- Armenta S., Garrigues S., De la Guardia M. (2015). "The role of green extraction techniques in Green Analytical Chemistry". *Trends in Analytical Chemistry*, 71, 2–8. <https://doi.org/10.1016/j.trac.2014.12.011>

- Arnous A., Meyer A. S. (2010). "Discriminated release of phenolic substances from red wine grape skins (*Vitis vinifera* L.) by multicomponent enzymes treatment". *Biochemical Engineering Journal*, 49, 68–77. <https://doi.org/10.1016/j.bej.2009.11.012>
- Arozarena I., Ayestarán B., Cantalejo M., Navarro M., Vera M., Abril, I., Casp A. (2002). "Anthocyanin composition of tempranillo, garnacha and cabernet sauvignon grapes from high and low quality vineyards over two years". *European food research and technology*, 214, 303-309. <https://doi.org/10.1007/s00217-001-0471-0>
- Awad T.S. et al., (2012). "Applications of ultrasound in analysis, processing and quality control of food: A review". *FRIN*, 48 (2), 410–427. <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2012.05.004>
- Azmir J., Zaidul I., Rahman M., Sharif K., Mohamed A., Sahena F., Jahurul M., Ghafoor K., Norulaini N., Omar A. (2013). "Techniques for extraction of bioactive compounds from plant materials: a review". *Journal of food engineering*, 117 (4), 426-436. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2013.01.014>

B

- Balasundram N., Sundram K., Samman S. (2006). "Phenolic compounds in plants and agroindustrial by-products: Antioxidant activity, occurrence, and potential uses". *Food Chemistry*, 99, 191–203. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.07.042>
- Banvolgyi S. et al., (2006). "Concentration of red wine by nanofiltration". *Desalination*, 198, 8-15. <https://doi.org/10.1016/j.desal.2006.09.003>
- Barba F.J. et al. (2016). "Trends in Food Science & Technology Green alternative methods for the extraction of antioxidant bioactive compounds from winery wastes and by-products: A review". *Trends in Food Science & Technology*, 49, 96–109. <http://dx.doi.org/10.1016/j.tifs.2016.01.006>
- Bautista A. B. (2005). "Técnicas enológicas para la obtención de vino de Monastrell de alto contenido polifenólico. Murcia". Tesis doctoral.
- Becker L. (2007). "Final Report on the Amended Safety Assessment of Propyl Gallate". *International Journal of Toxicology*, 26 (3), 89-118. <https://doi.org/10.1080/10915810701663176>

- Beltrán F. J., García-Araya J. F., Álvarez P. M. (1999). "Wine distillery wastewater degradation. 2. Improvement of aerobic biodegradation by means of an integrated chemical (ozone)-biological treatment". *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 47 (9), 3919-3924. <https://doi.org/10.1021/jf9812634>
- Bendicho C. et al. (2012). "Ultrasound-assisted pretreatment of solid samples in the context of green analytical chemistry". *TrAC Trends in Analytical Chemistry*, 31. <https://doi.org/10.1016/j.trac.2011.06.018>
- Benítez P., Castro R., García C. (2003). "Changes in the polyphenolic and volatile contents of "Fino" sherry wine exposed to ultraviolet and visible radiation during storage". *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51 (22), 6482-6487. <https://doi.org/10.1021/jf030223j>
- Benucci I., Río S., Cerreti M., Giacosa S., Pissoni M. A., Liburdi K., Bautista-Ortín A. B., Gómez-Plaza E., Gerbi V., Esti M., Rolle L. (2017). "Application of enzyme preparations for extraction of berry skin phenolics in withered winegrapes". *Food Chemistry*, 237, 756-765. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.06.003>
- Bernal B. (2013). "Tecnología enzimática para la sacarificación de biomásas vegetales en solventes neotéricos". Tesis doctoral.
- Beres C., Costa G. N. S., Cabezudo I., Da Silva-James N. K., Teles A. S. C., Cruz A. P. G., Mellinger-Silva C., Tonon R. V. Cabral L. M. C., Freitas S. P. (2017). Towards integral utilization of grape pomace from winemaking process: A review. *Waste Management*, 68, 581-594. <https://doi.org/10.1016/j.wasman.2017.07.017>
- Bezerra R., Días A. (2005). "Enzymatic Kinetic of Cellulose Hydrolysis". *Applied Biochemistry and Biotechnology*, 126, 49-59. <https://doi.org/10.1007/s12010-005-0005-5>
- Brahim M., Gambier F., Brosse N. (2014). "Optimization of polyphenols extraction from grape residues in water medium". *Ind. Crops Prod* 52, 18–22. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.10.030>
- Brazinha C., Cadima M., Crespo J. G. (2014). "Optimization of extraction of bioactive compounds from different types of grape pomace produced at wineries and distilleries", *J. Food Sci.* 79 (6) 1142–1149. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.12476>
- Borja R., Martín A., Maestro R., Luque M., Durán M. M. (1993). "Enhancement of the anaerobic digestion of wine distillery wastewater by the removal of phenolic inhibitors". *Bioresource Technology*, 45 (2), 99-104. [https://doi.org/10.1016/0960-8524\(93\)90097-U](https://doi.org/10.1016/0960-8524(93)90097-U)
- Boulila A., Hassen I., Haouari L., Mejri F., Ben I., Casabianca H. et al. (2015). "Enzyme-assisted extraction of bioactive compounds from bay leaves (*Laurus nobilis* L.)". *Industrial Crops and Products*, 74, 485–493. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2015.05.050>

- Burg P., Vitěz T., Turan J., Jana B. (2014). "Evaluation of grape pomace composting process". *Acta universitatis agriculturae et silviculturae mendelianae brunensis*, 62, 875-881. <http://dx.doi.org/10.11118/actaun201462050875>

C

- Cai Z. et al., (2016). "Understanding the effect of anthocyanins extracted from purple sweet potatoes on alcohol-induced liver injury in mice. *Food Chemistry*, 245, 463-470. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.10.119>
- Cameira-dos-Santos, P.; Brillouet, J.; Cheynier, V.; Moutounet, M. (1996). "Detection and partial characterisation of New anthocyanin-derived pigments in wine". *J. Sci. Food Agric.*, 70, 204-208. [https://doi.org/10.1002/\(SICI\)1097-0010\(199602\)70:2<204::AID-JSFA484>3.0.CO;2-F](https://doi.org/10.1002/(SICI)1097-0010(199602)70:2<204::AID-JSFA484>3.0.CO;2-F)
- Campus del vino. <https://www.campusdelvino.com/blog/item/80-vendimia-uva-vino>
- Casas L., Mantell C., Rodríguez M., Ossa E. J. M. D. I., Roldán A., Ory I.D., Caro I., Blandino A. (2010). "Extraction of resveratrol from the pomace of Palomino fino grapes by supercritical carbon dioxide". *Journal of Food Engineering*, 96 (2), 304-308. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2009.08.002>
- Casazza A. A., Aliakbarian B., Mantegna S., Cravotto G., Perego P. (2010). "Extraction of phenolics from *Vitis vinifera* wastes using non-conventional techniques". *J. Food Eng.*, 100, 50-55. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2010.03.026>
- Castro-Muñoz R. et al., (2016). "Phenolic compounds recovered from agro-food by-products using membrane technologies: An overview". *Food chemistry* 213, 753-762. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.07.030>
- Chamorro S., Viveros A., Alvarez I., Vega E., Brenes A. (2012). "Changes in polyphenol and polysaccharide content of grape seed extract and grape pomace after enzymatic treatment". *Food Chemistry*, 133, 308-314. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.01.031>
- Chandini S. K., Rao L. J., Gowthaman M. K., Haware D. J., Subramanian R. (2011). "Enzymatic treatment to improve the quality of black tea extracts". *Food Chemistry*, 127, 1039-1045. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.01.078>
- Chemat F. et al. (2017). "Ultrasound assisted extraction of food and natural products. Mechanisms, techniques, combinations, protocols and applications. A review". *Ultrasonics Sonochemistry*, 34, pp.540-560. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2016.06.035>

- Cheynier V., Souquet J., Kontek A., Moutounet M. (1994). "Anthocyanin degradation in oxidising grape musts". *J. Sci. Food Agric.*, 66, 283-288.
<https://doi.org/10.1002/jsfa.2740660304>
- Chidambara Murthy K. N., Singh R. P., Jayaprakasha G. K. (2002). "Antioxidant activities of grape (*Vitis vinifera*) pomace extracts". *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50 (21), 5909- 5914. <https://doi.org/10.1021/jf0257042>
- Código de Regulaciones Federales, título 21 § 172.185, consultado el 17 de mayo de 2018.
<https://www.fda.gov/food/food-additives-petitions/food-additive-status-list>
- Cosme F., Teresa A. (2018). "Phenolic Compounds and Antioxidant Activity in Grape Juices: A Chemical and Sensory View". *Beverages*, 4(1), 22,
<https://doi.org/10.3390/beverages4010022>
- Critchfield J. W., Butera S. T., Folks T. M. (1996). "Inhibition of HIV activation in latently infected cells by flavonoid compounds". *AIDS Research and Human Retroviruses*, 12, 39-46.
<https://doi.org/10.1089/aid.1996.12.39>
- Crosby G.A. (2005). "Lignans in food and nutrition". *Food Technology*, 59 (5), 32-35.
<https://www.ift.org/news-and-publications/food-technology-magazine/issues/2005/may/features/lignans-in-food-and-nutrition>
- Cruz J. M., Domínguez, H., Parajó, J. C. (2004). "Assessment of the production of antioxidants from winemaking waste solids". *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52 (18), 5612-5620. <https://doi.org/10.1021/jf049376c>
- Cruz J. M., Conde E., Domínguez H., Parajó J. C. (2007). "Thermal stability of antioxidants obtained from wood and industrial wastes". *Food Chemistry*, 100 (3), 1059-1064.
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.11.012>
- Cuartas B., Álvarez S. (2018). Aplicaciones Industriales de las membranas. Apuntes de la asignatura.

D

- Da Porto C., Decorti D., Natolino A. (2014). "Water and ethanol as co-solvent in supercritical fluid extraction of proanthocyanidins from grape marc: A comparison and a proposal". *The Journal of Supercritical Fluids*, 87, 1-8. <https://doi.org/10.1016/j.supflu.2013.12.019>
- Dahmoune F. et al. (2013). "Valorization of Citrus limon residues for the recovery of antioxidants: Evaluation and optimization of microwave and ultrasound application to solvent extraction". *Industrial Crops & Products*, 50, pp.77–87. <http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.07.013>
- Dallas C., Ricardo-Da-Silva J., Laureano O. (1995). "Degradation of oligomeric procyanidins and anthocyanins in a Tinta Roriz red wine during maturation". *Vitis*, 34 (1), 51-56. https://www.researchgate.net/publication/258844471_Degradation_of_oligomeric_procyanidins_and_anthocyanins_in_a_Tinta_Roriz_red_wine_during_maturation
- Dallas C., Ricardo-Da-Silva J., Laureano O. (1996). "Products formed in model wine solutions involving anthocyanins, procyanidin B2, and acetaldehyde". *J. Agric. Food Chem.*, 44, 2402-2407. <https://doi.org/10.1021/jf940433j>
- De Campos L. M. A. S., Leimann F. V., Pedrosa R. C., Ferreira S. R. S. (2008). "Free radical scavenging of grape pomace extracts from Cabernet sauvignon (*Vitis vinifera*)". *Bioresource Technology*, 99 (17), 8413-8420. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2008.02.058>
- De la Cerda-Carrasco A., López-Solís R., Nuñez-Kalasic H., Peña-Neira Á., Obreque-Slier E. (2014). "Phenolic composition and antioxidant capacity of pomaces from four grape varieties (*Vitis vinifera* L.)". *Sci. Food Agric.* 95, 1521-1527. <https://doi.org/10.1002/jsfa.6856>
- De Rosa T., Casp A., González A. (1987). "Tecnología del vino tinto". Tecnología de los Alimentos, temario de la Universidad de Santiago de Compostela.
- Di Stefano R., Borsa D., Gentilini N. (1994). "Estrazione degli antociani dalle bucce dell'uva durante la fermentazione". *L'Enotecnico*, 5, 76-83. https://www.researchgate.net/publication/264541647_Estrazione_di_antociani_dalle_bucce_al_mosto_durante_la_fermentazione_di_uve_Shiraz
- Di Stefano R., Ciolfi G. (1983). "Formazione di antociani polimeri in presenza di flavani ed evoluzione degli antociani monomeri durante la fermentazione". *Riv. Vitic. Enol.*, 36, 325-337.
- Díaz Reinoso et al., (2009). "Ultra- and nanofiltration of aqueous extracts from distilled fermented grape pomace". *Journal food engineering* 91, 587-593. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2008.10.007>

- Heyne W. “Die Ernährungsfalle. Wie die Lebensmittelindustrie unser Essen manipuliert”. (3. Auflage München edición). ISBN 978-3-453-17074-2.
- Ding Y. J., Yao H., Yao Y. N., Fai L. Y., Zhang Z. (2013). “Protection of dietary polyphenols against oral cancer”. *Nutrients*, 5, 2173–2191. <https://doi.org/10.3390/nu5062173>
- Dinkova R., Heffels P., Shikov V., Weber F., Schieber A., Mihalev K. (2014). “Effect of enzyme-assisted extraction on the chilled storage stability of bilberry (*Vaccinium myrtillus* L.) anthocyanins in skin extracts and freshly pressed juices”. *Food Research International*, 65, 35–41. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2014.05.066>

E

- Es-Safi N., Fulcrand H., Cheynier V., Moutounet M. (1999). “Studies on the acetaldehyde-induced condensation of (-)-epicatechin and malvidin 3-O-glucoside in a model solution system”. *J. Agric. Food Chem.*, 47, 2096-2102. <https://doi.org/10.1021/jf9806309>
- Espert V., Soriano J., García-Serra J. (2017). Instalaciones de fluidos en la Ingeniería Química. Apuntes de la asignatura.
- Essafi-Benkhadir K., Refai A., Riahi I., Fattouch S., Karoui H., Essafi M. M. E. P. (2012). “Quince (*Cydonia oblonga* Miller) peel polyphenols modulate LPS-induced inflammation in human THP- 1-derived macrophages through NF-kappa B, p38MAPK and Akt inhibition”. *Biochemical Biophysical Research Communication*, 418, 180–185. <https://doi.org/10.1016/j.bbrc.2012.01.003>
- Europäische Chemikalien agentur (ECHA) (2015). Community rolling action plan (CoRAP) Substance evaluation Table. https://echa.europa.eu/search?p_p_id=echasearch_WAR_echaportlet&p_p_lifecycle=0&p_p_state=normal&p_p_mode=view&p_p_col_id=column-1&p_p_col_count=1&echasearch_WAR_echaportlet_doSearch=true&echasearch_WAR_echaportlet_themeSearch=true

F

- Farías-Campomanes A.M., Rostagno M.A., Meireles M. A. A. (2013). “Production of polyphenol extracts from grape bagasse using supercritical fluids: Yield, extract composition and economic evaluation”. *Journal of Supercritical Fluids*, 77, 70-78. <https://doi.org/10.1016/j.supflu.2013.02.006>
- FDA, *List*, consultado el 17 de mayo de 2018. <https://www.fda.gov/about-fda/fda-en-espanol>
- Fernández K., Vega M., Aspé E. (2015). An enzymatic extraction of proanthocyanidins from País grape seeds and skins. *Food Chemistry*, 168, 7–13. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.07.021>
- Fernández-Pachón M.S., Villaño D., Troncoso A.M., García-Parrilla M.C. (2006). “Revisión de los métodos de evaluación de la actividad antioxidante in vitro del vino y valoración de sus efectos in vivo”. *Archivos latinoamericanos de nutrición*, 56 (2): 110-122. http://www.scielo.org.ve/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0004-06222006000200002&lng=es
- Ferri M., Bin S., Vallini V., Fava F., Michelini E., Roda A., Minnucci G., Bucchi G., Tassoni A. (2016). “Recovery of polyphenols from red grape pomace and assessment of their antioxidant and anti-cholesterol activities”. *New Biotechnology*, 33 (3), 338-344. <http://dx.doi.org/10.1016/j.nbt.2015.12.004>
- Flores (2017). “Extracción de Antioxidantes de las Bayas del Sauco (*Sambucus nigra* L. subsp. peruviana) con Ultrasonido, Microondas, Enzimas y Maceración para la obtención de Zumos Funcionales”. *Información Tecnológica*, 28 (1). <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-07642017000100012>
- Fulcrand H., Cameira-dos-Santos P., Sarni-Manchado P., Cheynier V., Favre-Bonvin J. (1996). “Structure of new anthocyanin-derived with pigments”. *J. Chem. Soc. Perkin Trans.*, 1, 735-739. <https://doi.org/10.1039/P19960000735>
- Fulcrand H., Benabdeljalil C., Rigaud J., Cheynier V., Moutounet M. (1998). “A new class of wine pigments generated by reaction between pyruvic acid and grape anthocyanins”. *Phytochemistry*, 47 (7), 1401-1407. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(97\)00772-3](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(97)00772-3)



- Galanakis C. M., Markouli E., Gekas V. (2013). Recovery and fractionation of different phenolic classes from winery sludge using ultrafiltration. *Separation and Purification Technology* 107, 245-251. <https://doi.org/10.1016/j.seppur.2013.01.034>
- Galati G., O'Brien P. J. (2004). "Potencial toxicity of flavonoids and other dietary phenolics: Significance for their chemopreventive and anticancer properties". *Free radical Biology and Medicine*, 37, 287-303. <https://doi.org/10.1016/j.freeradbiomed.2004.04.034>
- García E. (2016). Tecnología de Bioprocesos, temario del Grado en Ingeniería Química de la Universitat Politècnica de València.
- García J., Xirau M. (2000). "Técnicas usuales de análisis en enología". Manual de PANREAC. <https://www.laboaragon.com/docs/marcas/panreac/Enologia%20Manual%20de%20Tecnica%20s.pdf>
- Garrido J., Borges F. (2013). "Wine and grape polyphenols. A chemical perspective". *Food Research International*, 54, 1844-1858. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2013.08.002>
- Giacobbo A., Oliveira M., Duarte E., Mira E., Moura A., Norberta M. (2013a). "Ultrafiltration Based Process for the Recovery of Polysaccharides and Polyphenols from Winery Effluents". *Separation Science and Technology*, 48, 438-444. <http://dx.doi.org/10.1080/01496395.2012.725793>
- Giacobbo A., Moura A., Norberta M. (2013b). "Nanofiltration for the Recovery of Low Molecular Weight Polysaccharides and Polyphenols from Winery Effluents". *Separation Science and Technology*, 48, 2524-2530. <http://dx.doi.org/10.1080/01496395.2013.809762>
- Giacobbo A., Matos J., Meneguzzi A., Moura A., Norberta M. (2015). "Microfiltration for the recovery of polyphenols from winery effluents". *Separation and purification technology*, 143, 12-18. <http://dx.doi.org/10.1016/j.seppur.2015.01.019>
- Giftson J.S., Jayanthi S., Nalini N. (2010). "Chemopreventive efficacy of gallic acid, an antioxidant and anticarcinogenic polyphenol, against 1,2-dimethyl hydrazine induced rat colon carcinogenesis". *Investigational New Drugs*, 28, 251-259. <https://doi.org/10.1007/s10637-009-9241-9>
- Gligor O., Mocan A., Moldovan C., Locatelli Ma., Crişan Gi., Ferreira I. (2019). "Enzyme-assisted extractions of polyphenols – A comprehensive review". *Trends in Food Science & Technology*. 88, 302-315. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2019.03.029>
- Grau L., Colectivo de Autores (1982), Organización Dirección y Operaciones Fundamentales en el Laboratorio de Química/ Luis Grau Cairo_ La Habana Editorial Pueblo y Educación. P 619.

- González-Neves G., Favre G., Piccardo D., Ferrer M., Echeverría G. (2015). "Efecto de técnicas alternativas de maceración sobre el color y composición de vinos tintos de seis variedades de uva". *Scielo Uruguay*. http://www.scielo.edu.uy/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2301-15482015000100007
- González-Paramás A., Määttä-Riihinen K., Kamal-Eldin A., Mattila P., Riitta A. (2004). "Distribution and Contents of Phenolic Compounds in Eighteen Scandinavian Berry Species". *Agric. Food. Chem.*, 52, 4477-4486. <https://doi.org/10.1021/jf049595y>
- Goula A. M., Thymiatis K., Kaderides K. (2016). "Food and Bioproducts Processing Valorization of grape pomace: Drying behavior and ultrasound extraction of phenolics". *Food and Bioproducts Bioprocessing*, 100 A, 132–144. <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2016.06.016>
- Guarch J. (2017). "Diseño de clarificación de zumo de manzana utilizando tecnología de membranas para producir 2500 kg/h de zumo clarificado". Trabajo Final de Grado.
- Gutiérrez A. (2013-2014). Tema 3.2: La maceración. Logroño: Universidad de La Rioja.

H

- Hadj-Taieb N., Grati N., Ayadi M., Atti I., & Bensalem H. (2012). "Optimisation of olive oil extraction and minor compounds content of Tunisian olive oil using enzymatic formulations during malaxation". *Biochemical Engineering Journal*, 62, 79–85. <https://doi.org/10.1016/j.bej.2011.04.003>
- Hamdan S., Daood H. G. (2011). "Changes in the chlorophyll and carotenoid content and composition of ground thyme leaves as a function of supercritical carbon dioxide and subcritical propane extraction". *Acta Aliment.* 40 (1), 8–18. <https://doi.org/10.1556/aalim.2010.0015>
- Hao J.-Y., Han W., Xue B.-Y., Deng X. (2002). "Microwave-assisted extraction of artemisinin from *Artemisia annua* L.". *Separation and purification technology*, 28 (3), 191-196. [https://doi.org/10.1016/S1383-5866\(02\)00043-6](https://doi.org/10.1016/S1383-5866(02)00043-6)
- Heim K. E., Tagliaferro A. R. y Bobilya D. J. (2002). "Flavonoid antioxidants: chemistry, metabolism and structure-activity relationship". *The Journal of Nutritional Biochemistry*, 13, 572-584. [https://doi.org/10.1016/S0955-2863\(02\)00208-5](https://doi.org/10.1016/S0955-2863(02)00208-5)
- Helmut M., Hügel H. M., Jackson N., May B., Zhang A. L., Xue C. C. (2016). "Polyphenol protection and treatment of hypertension". *Phytomedicine*, 23(2): 220-231. <https://doi.org/10.1016/j.phymed.2015.12.012>

- Herrero M., Castro-Puyana M., Mendiola J. A., Ibañez E. (2013). "Compressed fluids for the extraction of bioactive compounds". *TrAC Trends Anal. Chem.* 43, 67–83. <https://doi.org/10.1016/j.trac.2012.12.008>
- Hidalgo J. (2011). *Tratado de enología I y II*. Madrid: 2ª edición.
- Hoensch H. P., Kirch W. (2005). "Potential role of flavonoids in the prevention of intestinal neoplasia: A review of their mode of action and their clinical perspectives". *International Journal of Gastrointestinal Cancer*, 35, 187-196. <https://doi.org/10.1385/IJGC:35:3:187>
- Hodek P., Trefil P., Stiborová M. (2002). "Flavonoids-potent and versatile biologically active compounds interacting with cytochromes P450". *Chemico-Biological Interactions*, 139, 1-21. [https://doi.org/10.1016/S0009-2797\(01\)00285-X](https://doi.org/10.1016/S0009-2797(01)00285-X)
- Holtzapple M., Cognata M., Shu Y., Hendrickson C. (1989). "Inhibition of *Trichoderma reesei* cellulase by sugars and solvents". *Biotechnology and Bioengineering*, 36, 275-287. <https://doi.org/10.1002/bit.260360310>
- Hosni K., Hassen I., Chaâbane H., Jemli M., & Dallali S. (2013). "Enzyme-assisted extraction of essential oils from thyme (*Thymus capitatus* L.) and rosemary (*Rosmarinus officinalis* L.): Impact on yield, chemical composition and antimicrobial activity". *Industrial Crops and Products*, 47, 291–299. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.03.023>
- Huerta F. H. (2015-2016). "Obtención de extractos polifenólicos e orujos de vinos tintos de variedad tempranillo". Logroño: Universidad de La Rioja.



- Iagua.es. <https://www.iagua.es/noticias/locken/precio-agua-espana>
- Indeed.com. <https://es.indeed.com/salaries/ingeniero-qu%C3%ADmico-Salaries>

J

- Jang M. S., Cai E. N., Udeani G.O. (1997). "Cancer chemopreventive activity of resveratrol, a natural product derived from grapes". *Science* 275 (5297): 218-220. <https://doi.org/10.1126/science.275.5297.218>
- Jara-Palacios, Cheng, V. J., Bekhit A.E.-D.A., McConnell M., Mros S., Zhao J. (2012). "Effect of extraction solvent, waste fraction and grape variety on the antimicrobial and antioxidant activities of extracts from wine residue from cool climate". *Food Chemistry*, 134 (1), 74-482. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.02.103>
- Joutei K. A., Glories Y. (1995). "Tanins et anthocyanes: localisation dans la baie de raisin et mode d'extraction". *Revue Franç. OEnol*, 153, 28-31.

K

- Kadam S. U. et al., (2015). "Ultrasound applications for the extraction, identification and delivery of food proteins and bioactive peptides". *Trends in Food Science & Technology* 46, 60–67. <http://dx.doi.org/10.1016/j.tifs.2015.07.012>
- Kandaswami C., Lee L-T., Lee P-PH., Hwang J-J., Ke F-C., Huang Y-T., Lee M-T. (2005). "The antitumor activities of flavonoids". *In vivo*, 19, 895-910. <https://iv.iijournals.org/content/19/5/895.long>
- Kaufmann B., Christen P. (2002). "Recent extraction techniques for natural products: microwave-assisted extraction and pressurised solvent extraction". *Phytochem. Anal.*, 13 (2), 105–113. <https://doi.org/10.1002/pca.631>
- Koyama K., Goto-Yamamoto N., Hashizume K. (2007). "Influence of maceration temperature in red wine vinification on extraction of phenolics from berry skins and seeds of grape (*vitis vinifera*)". *Bioscience, biotechnology and biochemistry*, 71 (4), 958-965. <https://doi.org/10.1271/bbb.60628>
- Kutleša Z., Mršić D. B. (2016). "Wine and bone health: a review". *J Bone Miner Metab*, 34,11–22. <https://doi.org/10.1007/s00774-015-0660-8>

L

- Laboratorios Nua, S.A. <https://nuabiological.com/es/hidroxinua/que-es-hidroxinua/>
- Lafka T.-I., Sinanoglou V., Lazos E.S. (2007). "On the extraction and antioxidant activity of phenolic compounds from winery wastes". *Food Chemistry*, 104 (3), 1206-1214. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.01.068>
- Lapornik B., Prošek M., Wondra A. G. (2005). "Comparison of extracts prepared from plant by products using different solvents and extraction time". *Journal of Food Engineering*, 71 (2), 214-222. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2004.10.036>
- Larrea, V. (2016). *Tecnología de Bioprocesos, temario del Grado en Ingeniería Química de la Universitat Politècnica de València*.
- Lasanta C. (2009). "Estudio y aplicación de nuevos procesos para la mejora de la elaboración de vinos tintos en zonas de clima cálido". Puerto Real: Universidad de Cádiz.
- Leite P., Silva C., Salgado J. M., Belo I. (2019). "Simultaneous production of lignocellulolytic enzymes and extraction of antioxidant compounds by solid-state fermentation of agro-industrial wastes". *Industrial Crops and Products*, 137, 315-322. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2019.04.044>
- Li A.-N., Li S., Zhang Y.-J., Xu X.-R., Chen Y.-M., Li H.-B. (2014). "Resources and biological activities of natural polyphenols". *Nutrients*, 6 (12), 6020-6047. <https://doi.org/10.3390/nu6126020>
- Louli V., Ragoussis N., Magoulas K. (2004). "Recovery of phenolic antioxidants from wine industry by-products". *Bioresource Technology*, 92, 201–208. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2003.06.002>

M

- Makris D.P., Boskou G., Andrikopoulos N.K. (2007). "Polyphenolic content and in vitro antioxidant characteristics of wine industry and other agri-food solid waste extracts". *Journal of Food Composition and Analysis*, 20, 125–132. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2006.04.010>
- Makris DP. (2018). "Green extraction processes for the efficient recovery of bioactive polyphenols from wine industry solid wastes – Recent progress". *Curr. Opin. Green Sustain. Chem.*, 13, 50-55. <https://doi.org/10.1016/j.cogsc.2018.03.013>

- Martín C. Cuatro pasos. Obtenido de tipo de maceraciones: <http://www.cuatropasos.es/2016/09/01/tipos-de-maceraciones/>
- Martín M. A., Fernández J. L., Martín A., García I. (2003). "Ozonation of vinasse in acid and alkaline media". *Biotechnology*, 78 (11), 1121-1127. <https://doi.org/10.1002/jctb.908>
- Martínez F. "Viticultura de calidad: factores que afectan al contenido de compuestos fenólicos". *ACE Enología*. http://www.acenologia.com/ciencia59_1.htm
- Meini M.-R., Cabezudo I., Boschetti C. E., Romanini D. (2019). "Recovery of phenolic antioxidants from Syrah grape pomace through the optimization of an enzymatic extraction process". *Food Chemistry*, 283, 257-264. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.01.037>
- Morata A., Gómez-Cordovés M. C., Suberviola J., Bartolomé B., Colombo B., Suárez J. (2003). "Adsorption of anthocyanins by yeast cell walls during the fermentation of red wines". *J. Agric. Food Chem*, 51, 4084-4088. <https://doi.org/10.1021/jf021134u>
- Moraes M. N., Zabet G. L., Prado J. M., Meireles M. A. A. (2013). "Obtaining antioxidants from botanic matrices applying novel extraction techniques". *Food and public health*, 3(4), 195-214. <http://article.sapub.org/10.5923.j.fph.20130304.04.html>
- Morris M. S. (2002). "Folate, homocysteine, and neurological function". *Nutrition in Clinical Care*, 5, 124-132. <https://doi.org/10.1046/j.1523-5408.2002.t01-1-00006.x>
- Moure A., Cruz J. M., Franco D., Domínguez J. M., Sineir J., Domínguez, H., Núñez M. J., Parajó J.C. (2001). "Natural antioxidants from residual sources". *Food Chemistry*, 72, 145-171. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(00\)00223-5](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(00)00223-5)
- Muniglia L., Claisse N., Baudalet P., Ricochon G. (2014). "Enzymatic aqueous extraction. In F. Chemat, & M. Abbert Vian (Eds.)". *Alternative solvents for natural products extraction* 167–186. <https://doi.org/10.1007/978-3-662-43628-8>
- Muñiz-Márquez D. B. et al. (2013). "Ultrasound-assisted extraction of phenolic compounds from *Laurus nobilis* L. and their antioxidant activity". *Ultrasonics Sonochemistry*, 20, 1149–1154. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2013.02.008>
- Musielak G., Mierzwa D., Kroehnke J., (2016). "Trends in Food Science & Technology Food drying enhancement by ultrasound e A review". *Trends in Food Science & Technology*, 56, 126–141. Available at: <http://dx.doi.org/10.1016/j.tifs.2016.08.003>
- Mustafa A., Turner C. (2011). "Pressurized liquid extraction as a green approach in food and herbal plants extraction: A review". *Anal. Chim. Acta.*, 703, 8– 18. <https://doi.org/10.1016/j.aca.2011.07.018>

N

- Nagendra K. L., Manasa D., Srinivas P., Sowbhagya H. B. (2013). Enzyme-assisted extraction of bioactive compounds from ginger (*Zingiber officinale* Roscoe). *Food Chemistry*, 139 (1–4), 509–514. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.01.099>
- Navarro J. (2014). Reactores Químicos, temario del Grado en Ingeniería Química de la Universitat Politècnica de València.
- Nawaz H., Shi J., Mittal G., Kakuda Y (2006). “Extraction of polyphenols from grape seeds and concentration by ultrafiltration”. *Separation and Purification Technology*, 48, 176–181. <https://doi.org/10.1016/j.seppur.2005.07.006>
- Negro C., Tommasi L., Miceli A. (2003). “Phenolic compounds and antioxidant activity from red grape marc extracts”. *Bioresource Technology*, 87 (1), 41-44. [https://doi.org/10.1016/S0960-8524\(02\)00202-X](https://doi.org/10.1016/S0960-8524(02)00202-X)
- Ni H., Chen F., Dong Z., Ying M., Fan Y. (2015). “Biotransformation of tea catechins using *Aspergillus Niger* tannase prepared by solid state fermentation on tea byproduct”. *Lebensmittel-Wissenschaft und -Technologie- Food Science and Technology*, 60, 1206–1213. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2014.09.010>
- Nogales R., Cifuentes C., Benítez E. (2005). “Vermicomposting of winery wastes: A laboratory study”. *Journal of Environmental Science and Health - Part B Pesticides, Food Contaminants, and Agricultural Wastes*, 40 (4), 659-673. <https://doi.org/10.1081/PFC-200061595>

O

- “Oekotest: Datenblatt Butylhydroxyanisol”.
- Oliveira D.A., Salvador A.A., Smânia Jr. A., Smânia E. F. A., Maraschin M., Ferreira S. R. S. (2013). “Antimicrobial activity and composition profile of grape (*Vitis vinifera*) pomace extracts obtained by supercritical fluids”. *Journal of Biotechnology*, 164 (3), 423-432. <https://doi.org/10.1016/j.jbiotec.2012.09.014>
- Organización Internacional de la Viña y el Vino (OIV) (2019). Aspectos de la coyuntura mundial: situación del sector en 2018. <http://www.oiv.int/public/medias/6680/es-oiv-aspectos-de-la-coyuntura-mundial-2019.pdf>

P

- Paladino S. (2008). "Actividad antioxidante de los compuestos fenólicos contenidos en las semillas de la vid (*Vitis vinifera* L.)". Tesis de maestría. Mendoza: Universidad de Cuyo.
- Pan Y., Wang K., Huang S., Wang H., Mu X., He C., Ji X., Zhang J., Huang F. (2008). "Antioxidant activity of microwave-assisted extract of longan (*Dimocarpus Longan* Lour) peel". *Food Chemistry*, 106, 1264–1270. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.07.033>
- Pandey K.B., Rizvi S.I. (2014). "Role of red grape polyphenols as antidiabetic agents. Integr med res". *Integrative Medicine Research*, 3, 119-125. 3, 19–125. <https://doi.org/10.1016/j.imr.2014.06.001>
- Pasinetti G.M., Wang J., Ho L., Zhao W., Dubner L. (2015). "Roles of resveratrol and other grape-derived polyphenols in Alzheimer's disease prevention and treatment". *Biochimica et Biophysica Acta*, 1852, 1202–1208. <https://doi.org/10.1016/j.bbadis.2014.10.006>
- Peters et al. (1991). " ".
- Petti S., Scully C. (2009). "Polyphenols, oral health and disease: A review". *Journal of Dentistry*, 37 (6), 413-423. <https://doi.org/10.1016/j.ident.2009.02.003>
- Peña Á. (2006). "El color de los vinos". Informe técnico, 24-76.
- Pérez O., Zumalacarregui L., Gozá Osvaldo (2010). "Evaluation of physical properties of ethanolwater mixtures (II)". *Revista Facultad de Ingeniería*. <https://www.researchgate.net/publication/260770788>
- Philips A., Chalbos D., Rochefort H. (1993). "Estradiol increases and anti-estrogens antagonize the growth factor-induced activator protein-1 activity in MCF7 breast cancer cells without affecting c-fos and c-jun synthesis". *Journal of Biological Chemistry*, 268, 14103-14108. [https://doi.org/10.1016/S0021-9258\(19\)85214-6](https://doi.org/10.1016/S0021-9258(19)85214-6)
- Pico Y. (2013). "Ultrasound-assisted extraction for food and environmental samples". *TrAC Trends in Analytical Chemistry*, 43, 84-99. <https://doi.org/10.1016/j.trac.2012.12.005>
- Pieralisi. <http://www.pieralisi.com/es/>
- Pietta P.G. (2000). "Flavonoids as antioxidants". *Journal of Natural Products*, 63, 1035-1042. <https://doi.org/10.1021/np9904509>

- Pinelo M., Zornoza B., Meyer A. S. (2008). "Selective release of phenols from appleskin: Mass transfer kinetics during solvent and enzyme-assisted extraction". *Separation and Purification Technology*, 63, 620–627. <https://doi.org/10.1016/j.seppur.2008.07.007>
- Pintaća D., Majkić T., Torovića L., Orčić D., Beara I., Simin N., Mimica–Dukić N., Lesjak M. (2018). "Solvent selection for efficient extraction of bioactive compounds from grape pomace". *Industrial Crops & Products*, 111, 379–390. <http://dx.doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.10.038>
- Pokorny J., Yanishlieva N., Gordon M. H. (2001). "The development of rancidity in foods". Antioxidants in food: Practical applications. *Woodhead Publications. Cambridge, England*. http://www.foodclinic.ir/wp-content/uploads/2016/05/Health-Food-Antioxidants-in-Food-Practical-Applications-J-Pokorny_-N-Yanishlieva-M-Gordon-CRC-Press-2001_2.pdf
- Da Porto C., Porretto E., Decorti D., (2013). "Comparison of ultrasound-assisted extraction with conventional extraction methods of oil and polyphenols from grape (*Vitis vinifera* L.) seeds". *Ultrasonics Sonochemistry*, 20, 1076–1080. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2012.12.002>

Q

- Quimicafacil (2018). <https://quimicafacil.net/manual-de-laboratorio/aceites-esenciales-hidrodestilacion/>.

R

- Ramadan M.F., Moersel J.-T. (2009). "Oil extractability from enzymatically treated goldenberry (*Physalis peruviana* L.) pomace: range of operational variables". *International Journal of Food Science and Technology*, 44, 435–444. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2006.01511.x>
- Raquel A. et al. (2006). "Estudio sobre la aplicación de membranas para la recuperación del ácido fosfórico de las aguas de lavado en el proceso de anodizado del aluminio". Tesis doctoral.
- REGLAMENTO (CE) No 1333/2008 DEL PARLAMENTO EUROPEO Y DEL CONSEJO de 16 de diciembre de 2008 sobre aditivos alimentarios. <https://www.boe.es/doue/2008/354/L00016-00033.pdf>

- Ren W., Qiao Z., Wang H., Zhu L., Zhang L. (2003). "Flavonoids: Promising anticancer agents". *Medicinal Research Reviews*, 23, 19-534. <https://doi.org/10.1002/med.10033>
- Rice-Evans C.A., Miller N.J., Paganga G. (1997). "Antioxidant properties of phenolic compounds". *Trends in Plant Science*, 2 (4), 152-159. [https://doi.org/10.1016/S1360-1385\(97\)01018-2](https://doi.org/10.1016/S1360-1385(97)01018-2)
- Renouard S., Hano C., Corbin C., Fliniaux O., López T., Montguillon J., Barakzoy E., Mesnard F. (2010). "Cellulase-assisted release of secoisolariciresinol from extracts of flax (*Linum usitatissimum*) hulls and whole sedes". *Food Chemistry*, 122(3), 679–687. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.03.036>
- Restauonline.com. <https://www.restauro-online.com/El-hidroxido-de-sodio-993-tecnica-NaOH>
- Richter B. E., Jones B. A., Ezzell J. L., Porter N. L., Avdalovic N., Pohl C. (1996). "Accelerated solvent extraction: a technique for sample preparation". *Analytical Chemistry*, 68(6), 1033-1039. <https://doi.org/10.1021/ac9508199>
- Rockenbach I. I., Gonzaga L. V., Rizelio V. M., Gonçalves A. E. D. S. S., Genovese M. I., Fett R. (2011). "Phenolic compounds content and antioxidant activity in seed and skin extracts from selected red grapes (*Vitis vinifera* L. and *Vitis labrusca* L.) widely produced in Brazil". *Food Research International*, 44 (4), 897-901. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2011.01.049>
- Rockenbach I. I., Rodrigues E., Gonzaga L. V., Caliani V., Genovese M. I., Gonçalves A. E. D. S. S., Fett R. (2011). "Phenolic compounds content and antioxidant activity in pomace from selected red grapes (*Vitis vinifera* L. and *Vitis labrusca* L.) widely produced in Brazil". *Food Chemistry*, 127 (1), 174-179. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.12.137>
- Rodríguez-Pérez C. et al., (2015). "Optimization of extraction method to obtain a phenolic compounds-rich extract from *Moringa oleifera* Lam leaves". *Industrial Crops and Products*, 66, 246–254. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2015.01.002>
- Ruberto G., Renda A., Daquino C., Amico V., Spatafora C., Tringali C., Tommasi N.D. (2007). "Polyphenol constituents and antioxidant activity of grape pomace extracts from five Sicilian red grape cultivars". *Food Chemistry*, 100 (1), 203-210. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.09.041>
- Rubilar M., Pinelo M., Shene C., Sineiro J., Nuñez M. J. (2007). "Separation and HPLC-MS identification of phenolic antioxidants from agricultural residues: Almond hulls and grape pomace". *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55 (25), 10101-10109. <https://doi.org/10.1021/jf0721996>
- Ruiz M. (2004). *Tratado de vinificación en tinto*. Madrid: 1ª Edición.

S

- Sáez P.B. (2017). "Obtenido de conducción de la maceración del vino". Recuperado de: <http://urbinavinos.blogspot.com/2017/03/conduccion-de-la-maceracion-del-vino.html>
- Sánchez-Madriral M.Á., Viesca-Nevárez S. L., Quintero-Ramos A., Amaya-Guerra C. A., Meléndez-Pizarro C. O., Contreras-Esquivel C. et al. (2018). "Optimization of the enzyme assisted extraction of fructans from the wild sotal plant (*Dasyilirion wheeleri*)". *Food Bioscience*, 22, 59-68. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2018.01.008>
- Santamaría B., Salazar G., Beltrán S., Cabezas J. L. (2002). "Membrane sequences for fractionation of polyphenolic extracts from defatted milled grape seeds", *Desalination* 148, 103–109. [https://doi.org/10.1016/S0011-9164\(02\)00661-6](https://doi.org/10.1016/S0011-9164(02)00661-6)
- Seeram N.O., Nair M.G. (2002). "Inhibition of lipid peroxidation and structure. Activity-related studies of the dietary constituents, anthocyanins, anthocyanidins and catechis". *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50, 5308-5312. <https://doi.org/10.1021/jf025671q>
- Seifried H. E., Anderson D. E., Fisher E. I., Millner J. A. (2007). "A review of the interaction among dietary antioxidants and reactive oxygen species". *Journal of Nutritional Biochemistry*, 18, 567-579. <https://doi.org/10.1016/j.jnutbio.2006.10.007>
- Barredo S. (2011). "Recuperación de efluentes textiles mediante técnicas de membrana". Tesis doctoral.
- Shandong Allplace.
- Shi J., Nawaz H., Pohorly J., Mittal G., Kakuda Y., Jiang Y. (2005). "Extraction of Polyphenolics from Plant Material for Functional Foods—Engineering and Technology". *Food reviews international* 21, 139-166. <http://dx.doi.org/10.1081/FRI-200040606>
- Shirsath S.R., Sonawane S.H., Gogate P.R., (2012). "Intensification of extraction of natural products using ultrasonic irradiations — A review of current status". *Chemical Engineering and Processing: Process Intensification*, 53, 10–23. <https://doi.org/10.1016/j.cep.2012.01.003>
- Sigmaaldrich.com. <https://www.sigmaaldrich.com/catalog/product/sigma/c2730?lang=es®ion=ES>
- Sin autor (2015). Residuos de la elaboración del vino para desarrollar productos alimenticios, cosméticos y farmacéuticos. ECOticias.com. Recuperado de

<https://www.ecoticias.com/residuos-reciclaje/104842/Residuos-elaboracion-desarrollar-productos-alimenticios-cosmeticos-farmaceuticos>

- Singh R. P., Agarwal R. (2002). "Flavonoid antioxidant silymarin and skin cancer". *Antioxidants and Redox Signaling*, 4, 655-663. <https://doi.org/10.1089/15230860260220166>
- Solostocks.com. <https://www.solostocks.com/venta-productos/quimicos-organicos-basicos/acidos-organicos/acido-citrico-nortembio-25-kg-polvo-anhidro-certificacion-ecologica-42904110>
- Sori A. C., Villamiel M., (2010). "Effect of ultrasound on the technological properties and bioactivity of food: a review". *Trends in Food Science & Technology*, 21, 323-331. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2010.04.003>
- Spigno G., Tramelli L., De Faveri D. M. (2007). "Effects of extraction time, temperature and solvent on concentration and antioxidant activity of grape marc phenolics". *Journal of Food Engineering*, 81 (1), 200-208. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2006.10.021>
- Spigno G., De Faveri D. M. (2007). "Antioxidants from grape stalks and marc: Influence of extraction procedure on yield, purity and antioxidant power of the extracts". *Journal of Food Engineering*, 78 (3), 793-801. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2005.11.020>
- "Substance Profiles: Butylated Hydroxyanisole". *Report on Carcinogens, Eleventh Edition*. National Toxicology Program. Archivado desde el original el 5 de junio de 2010.
- Swer T. L., Chauhan K., Paul P. K., Mukhim C. (2016). Evaluation of enzyme treatment conditions on extraction of anthocyanins from *Prunus nepalensis* L. *International Journal of Biological Macromolecules*, 92, 867–871. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2016.07.105>
- Syed U. T., Brazinha C., Crespo J. G., Ricardo-da-Silva J. M. (2017). "Valorisation of grape pomace: fractionation of bioactive flavan-3-ols by membrane processing". *Separation and Purification Technology*, 172, 404-414. <http://dx.doi.org/10.1016/j.seppur.2016.07.039>
- Synder Filtration. <https://synderfiltration.com/>



- Tanaka T., Sugie S. (2008). "Inhibition of colon carcinogenesis by dietary non-nutritive compounds". *Journal of Toxicologic Pathology*, 20, 215-235. <https://doi.org/10.1293/tox.20.215>

- Teixeira A., Eiras-Dias J., Castellarin S., Gerós H. (2013). Berry phenolics of grapevine under challenging environments. *Int. J. Mol. Sci.*, 14 (9): 18711–18739. <https://doi.org/10.3390/ijms140918711>
- Teixeira A., Baenas N., Dominguez-Perles R., Barros A., Rosa E., Moreno D.A., Garcia-Viguera C. (2014). “Natural bioactive compounds from winery by-products as health promoters: A review”. *International Journal of Molecular Sciences*, 15 (9), 15638-15678. <https://doi.org/10.3390/ijms150915638>
- Termes W. (1990). “*Naturwissenschaftliche Grundlagen der Lebensmittelzubereitung*”. Hamburg: Behr's Verlag. 50-37. ISBN 9783925673849.
- Thostenson E. T., Chou T.-W. (1999). “Microwave processing: fundamentals and applications”. *Compos. Part A: Appl. Sci. Manuf.*, 30, (9) 1055–1071. [https://doi.org/10.1016/S1359-835X\(99\)00020-2](https://doi.org/10.1016/S1359-835X(99)00020-2)
- Tsali A., Goula A.M. (2018). “Valorization of grape pomace: encapsulation and storage stability of its phenolic extract”. *Powder Technology*, 340, 194-207. <https://doi.org/10.1016/j.powtec.2018.09.011>
- Tobar P., Moure A., Soto C., Chamy R., Zúñiga M.E. (2005). “Winery solid residue revalorization into oil and antioxidant with nutraceutical properties by an enzyme assisted process”. *Water Science and Technology*, 51 (1), 47–5. <https://doi.org/10.2166/wst.2005.0006>
- Tomé-Carneiro, J., Visioli F. (2016). “Polyphenol-based nutraceuticals for the prevention and treatment of cardiovascular disease: Review of human evidence”. *Phytomedicine*, 23 (11), 1145–1174. <https://doi.org/10.1016/j.phymed.2015.10.018>
- Tomšik A. et al. (2016). “Optimization of ultrasound-assisted extraction of bioactive compounds from wild garlic (*Allium ursinum* L.)”. *Ultrasonics Sonochemistry*, 29, 502–511. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2015.11.005>
- Tusalarío.com. <https://tusalarío.es/carrera/funcion-y-sueldo/operadores-de-maquinaria-y-plantas-de-productos-quimicos#:~:text=Salario%20m%C3%ADnimo%20y%20m%C3%A1ximo%20de,76%20E2%82%AC%20por%20mes%20%2D%202020>

U

- Ullah M. F., Khan M. W. (2008). “Food as medicine: Potential therapeutic tendencies of plant derived polyphenolic compounds”. *Asian Pacific Journal of Cancer Prevention*, 9, 187-195. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/18712957/>

- Urkiaga A. et al., (2002). “Membrane comparison for wine clarification by microfiltration”. *Desalination* 148, 115-120. [https://doi.org/10.1016/S0011-9164\(02\)00663-X](https://doi.org/10.1016/S0011-9164(02)00663-X)



- Vadequimica.com. <https://www.vadequimica.com/hipoclorito-sodico-lejia.html>
- Vadequimica.com. https://www.vadequimica.com/citrato-trisodico-2-hidrato-25kg.html?gclid=Cj0KCQiAs5eCBhCBARIsAEhk4r4hUvSNcNoMltmZwEtrkJHPsgGP22OPt30VPhivNijKkQmPOG4zAX8aAtkqEALw_wcB
- Valenciafruits. <https://valenciafruits.com/agosto-mes-de-vendimia-en-espana/>
- Van Acker S. A. B. E., Van Den Berg D-J., Tromp M. N. J. L., Giffioen D. H., Van Bennekom W. P., Van Der Vijgh W. J. F., Bast A. (1996). “Structural aspects of antioxidant activity of flavonoid”. *Free Radical Biology and Medicine*, 20, 331-342. [https://doi.org/10.1016/0891-5849\(95\)02047-0](https://doi.org/10.1016/0891-5849(95)02047-0)
- Vasserot Y., Caillet S., Maujean A. (1997). “Study of anthocyanin adsorption by yeast lees. Effect of some physicochemical parameters”. *Am. J. Enol. Vitic*, 48 (4), 433-437. <https://www.ajevonline.org/content/48/4/433>
- Vatai T., Škerget M., Knez Z. (2009). “Extraction of phenolic compounds from elder berry and different grape marc varieties using organic solvents and/or supercritical carbon dioxide”. *Journal of Food Engineering*, 90 (2), 246-254. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2008.06.028>
- Vázquez M. F. B. et al., (2014). “Comparisons between conventional, ultrasound-assisted and microwave-assisted methods for extraction of anthraquinones from *Heterophyllaea pustulata* Hook F. (Rubiaceae)”. *Ultrasonics Sonochemistry*. 21(2), pp.478–484. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ultsonch.2013.08.023>
- Vieira G.S. et al., (2013). “Chemical and economic evaluation of natural antioxidant extracts obtained by ultrasound-assisted and agitated bed extraction from jussara pulp (*Euterpe edulis*)”. *Journal of food engineering*, 119, 196–204. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2013.05.030>
- Viganó J., Fonseca-Machado A. P. F., Martínez J. (2015). “Sub- and supercritical fluid technology applied to food waste processing”. *The Journal of Supercritical Fluid*”, 96, 272-286. <https://doi.org/10.1016/j.supflu.2014.09.026>

- Vila H., Catania C. Ojeda H. (2003). “Efecto del tiempo de maceración sobre el color, la composición tánica y la astringencia de vinos Cabernet Sauvignon y Malbec de Argentina”. X Congresso Brasileiro de Viticultura e Enologia, 115-124.
- Vinicultura. Consultado en 2020. <https://www.vitivinicultura.net/como-hacer-vino-tinto.html>

W

- Wang J., Yi J. (2008). “Cancer cell killing via ROS: To increase or decrease, that is a question”. *Cancer Biology and Therapy*, 7, 1875-1884. <https://doi.org/10.4161/cbt.7.12.7067>

X

- Xia E-Q, Deng G-F, Guo Y-J, Li H-B (2010). “Biological Activities of Polyphenols from Grapes”. *Int. J. Mol. Sci.*, 11, 622-646. <https://doi.org/10.3390/ijms11020622>
- Xu C., Yagiz Y., Borejsza-wysocki W., Lu J., Gu L., Ramírez-rodriguez M. M., et al. (2014). “Enzyme release of phenolics from muscadine grape (*Vitis rotundifolia* Michx.) skins and seeds”. *Food Chemistry*, 157, 20–29. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.01.128>

Y

- Yammine S. et al., (2019). “Selecting ultrafiltration membranes for fractionation of high added value compounds from grape pomace extracts”. *Vine and wine open Access journal*, 3, 487-497. <https://doi.org/10.20870/oeno-one.2019.53.3.2343>

Z

- Zhang G-H., Wang Q., Chen J-J., Zhang X-M., Tam S-C., Zheng Y-T. (2005). “The anti-HIV-1 effect of scutellarin”. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 334, 812-816. <https://doi.org/10.1016/j.bbrc.2005.06.166>
- Zhang Y., Yin J., Chen J., Wang F., Du Q., Jiang Y. et al. (2016). “Improving the sweet aftertaste of green tea infusion with tannase”. *Food Chemistry*, 192, 470–476. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.07.046>

- Zhou Z., Shao H., Han X., Wang K., Gong C., Yang X. (2017). “The extraction efficiency enhancement of polyphenols from *Ulmus pumila* L. barks by trienzyme-assisted extraction”. *Industrial Crops and Products*, 97, 401–408. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2016.12.060>

I. ANEXO I. Características de las familias de compuestos fenólicos

La información expuesta en el presente apartado, a pesar de tener una menor vinculación directa con el diseño de la instalación objeto del presente proyecto, es complementaria a la mostrada en la introducción, y debido a su importancia se considera adecuado anexarla al trabajo.

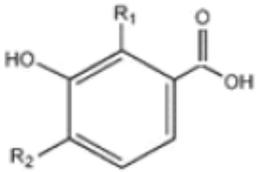
Así, se muestran más en detalle las características de las clases de compuestos fenólicos más representativos presentes en la uva.

Ácidos fenólicos

Se trata de moléculas simples en comparación con los flavonoides. Su estructura principal es un grupo carboxilo. Existen dos familias: la serie benzoica y la cinámica.

Su capacidad antioxidante depende del número y posición de los grupos hidroxilo en relación al grupo carboxilo funcional. A mayor número de sustituyentes hidroxilo, mayor capacidad antioxidante (Balasundram, N. et al., 2006).

Los ácidos hidroxicinámicos presentan mayor actividad antioxidante que los hidroxibenzoicos, posiblemente porque los grupos $-CH=CH-COOH$ proporcionen mayor capacidad que los grupos $-COOH$ para donar átomos de H, y así estabilicen más fácilmente los radicales libres (Rice-Evans, C.A. et al., 1997).

<u>Serie benzoica</u>	<u>R1</u>	<u>R2</u>	<u>Compuesto</u>
El grupo carboxilo está directamente enlazado al anillo aromático.	H	H	Ác. p-hidroxibenzoico
	OH	H	Ác. protocatéquico
	OH	OH	Ác. gálico
	OCH3	H	Ác. vanílico
	OCH3	OCH3	Ác. siríngico
<p>Es poco soluble en agua fría, pero posee buena solubilidad en agua caliente y en disolventes orgánicos.</p> <p>Es un conservante empleado tanto como ácido como en forma de sus sales de sodio, de potasio o de calcio.</p> <p>El ácido benzoico y sus derivados solamente se pueden utilizar para conservar alimentos con pH ácido. Protege, sobre todo, contra el moho (también las variantes que producen las aflatoxinas) y fermentaciones no deseadas. En ocasiones se emplea conjuntamente con el dióxido de azufre (SO₂) o sulfitos para atacar un espectro más amplio de microorganismos.</p>			

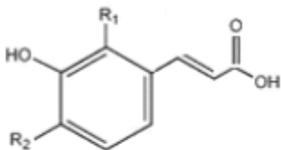
En personas sensibles se pueden producir reacciones alérgicas.

Si se ha detectado una sensibilidad al ácido acetilsalicílico, hay que tener especial cuidado. En combinación con ácido ascórbico (E300) se puede formar benceno, un hidrocarburo altamente cancerígeno. También la presencia de E220 (dióxido de azufre y sus derivados), colorantes artificiales diazoicos, ácido salicílico, etc., puede aumentar los riesgos (**Gardner, L.K., 1993**).

No se debe dar alimentos que contengan ácido benzoico a las mascotas.

Actualmente, se intenta sustituir el ácido benzoico y sus derivados por conservantes menos peligrosos.

Sin embargo, en ausencia de compuestos como los mencionados y en condiciones de temperatura y presión moderadas, no existe riesgo de formación de compuestos tóxicos. Por ello, si no se es alérgico, se pueden aprovechar sus propiedades antioxidantes.

<u>Serie cinámica</u>	<u>R1</u>	<u>R2</u>	<u>Compuesto</u>
El grupo carboxílico está enlazado a dicho anillo mediante un sustituyente 2-propenilo.	H	H	Ác. p-cumárico
	OH	H	Ác. cafeico
	OCH 3	H	Ác. ferúlico

Es un precursor de los flavonoides, alcaloides, cumarinas y de la lignina, componente estructural de las plantas (**Hoskins, J.A., 1984**).

Aunque se desconoce su función, su efectividad contra el cáncer en los huesos (osteosarcoma) ha sido confirmada. También ejerce un efecto antiproliferación en las células malignas de adenocarcinoma de colon, melanoma, cáncer de próstata y pulmón (**De P. et al., 2011; Sova, M., 2012**).

Según algunas experiencias, el tratamiento de células de melanoma con ácido cinámico durante 3 días logra una pérdida de invasividad del 75-95%, es decir, la capacidad de degradar y cruzar la barrera de los tejidos. Esto se atribuye a la modulación que ejerce sobre los genes implicados en la metástasis del tumor.

También se ha determinado que el ácido cinámico es un potente inhibidor de una enzima que influye en el avance de formas de cáncer dependientes de hormonas, como el cáncer de próstata, de senos y del endometrio.

Además, innumerables compuestos derivados del ácido cinámico poseen propiedades anticancerígenas.

Algunos investigadores encontraron que el ácido cinámico puede aliviar la resistencia a la insulina. Esta enfermedad consiste en la incapacidad de que la insulina pueda conseguir una respuesta normal de absorción de glucosa por parte de las células. Así, dichas células no absorben la glucosa, la cual permanece en la sangre, lo que produce hiperglicemia (exceso de glucosa en la sangre). Se dice entonces que la célula es resistente a la insulina. La consecuencia de no tratar la resistencia a la insulina es la diabetes tipo 2 (**Huang, D.W. et al., 2009; Adisakwattana, S., 2017**).

El ácido cinámico mejora la efectividad de la insulina, lo que se traduce en un aumento de la absorción de glucosa por parte de las células resistentes a la insulina, lo que resulta en un alivio de la enfermedad.

Varios derivados polifenólicos del ácido cinámico también son beneficiosos para tratar estas enfermedades, pero debido a su baja biodisponibilidad, tanto el ácido cinámico como sus derivados están aún bajo estudio. Se están haciendo esfuerzos para desarrollar diversas formas de administración de estos compuestos, como nanopartículas, encapsulamiento y emulsiones.

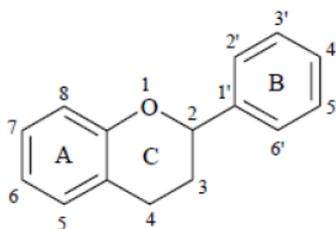
El ácido *trans*-cinámico y sus derivados fueron empleados como agentes antituberculosos. Sin embargo, sólo recientemente se han vuelto a estudiar con este propósito. Actualmente, se ha hallado que tienen un efecto sinérgico cuando se utilizan con otros medicamentos antituberculosos, incluso con aquellos hacia los cuales la bacteria *Mycobacterium tuberculosis* se ha vuelto resistente, potenciando así la acción del fármaco (De P. et al., 2012).

El ácido cinámico y muchos de sus derivados muestran actividad hepatoprotectora, antimalaria, antioxidante y protectora del sistema cardiovascular. También muchos de sus derivados polifenólicos ejercen efecto bactericida, antiviral y antifúngico.

Flavonoides

Constituyen el grupo de compuestos fenólicos más variado y repartido en los vegetales. Su estructura principal consta de 2 grupos fenilo (A y B) enlazados por un puente de 3 carbonos formando un anillo heterocíclico oxigenado (C).

Existen diversas clases que se distinguen según los grados de oxidación e insaturación del anillo heterocíclico. Dentro de cada clase, se clasifican en función de la naturaleza y número de sustituyentes enlazados a los anillos.

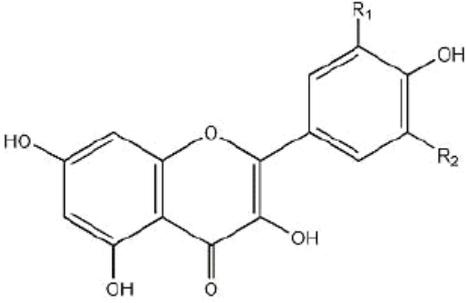


En general, la capacidad antioxidante de los flavonoides depende de su estructura fundamental y de la presencia y posición de los distintos sustituyentes en los anillos B y C. La cantidad y posición de grupos -OH influye significativamente en la capacidad antioxidante.

Lógicamente, cuanto mayor es la disponibilidad de dichos sustituyentes, mayor es la facilidad de donación. Por ello, las mejores posiciones son 3', 4' y 5', pues son capaces de donar fácilmente átomos de H y electrones a especies reactivas de oxígeno y nitrógeno (ROS y NOS, respectivamente), formándose un radical flavonoide muy estable (Amic, D. et al., 2003; Van Acker, S.A.B.E. et al, 1996; Pietta, P.G., 2000).

La presencia de un -OH en la posición 3, así como de un doble enlace entre las posiciones 2 y 3, aumenta la actividad antioxidante a causa de fenómenos de deslocalización electrónica [Error! Reference source not found. 10]. Sin embargo, la sustitución del grupo 3-OH conlleva una torsión que disminuye la capacidad antioxidante (Seeram, N.O. et al., 2002).

En muchos casos los flavonoides se encuentran ligados a azúcares, formando glicósidos, que poseen una actividad antioxidante muy inferior (Heim, K.E. et al., 2002).

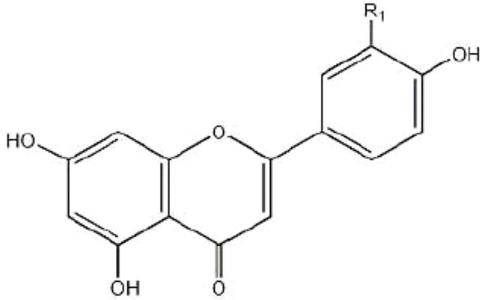
Flavonoles	R1	R2	Compuesto
<p>Constituyen la clase de flavonoides más abundante.</p> <p>Se encuentran en cantidades especialmente significativas en el vino tinto, las cebollas, la escarola y el brócoli. En las uvas pueden encontrarse en la piel, al igual que las antocianinas.</p> <p>Los flavonoles poseen una columna vertebral de 3-hidroxi-flavona, existiendo cientos de ellos según la posición de los grupos fenólicos –OH.</p> 	H	H	Quercetina
	H	H	Kaempferol
	OH	OH	Miricetina
<p>En las plantas, los flavonoles funcionan como agentes protectores contra los efectos de los rayos UV, por lo que se considera que podrían tener aplicaciones como antioxidante en los humanos (Gerald, J et al., 1998). Aunque esta propiedad todavía es incomprendida, existen numerosos indicios de que podría ser así, ya que los otros metabolitos vegetales considerados flavonoides actúan, en su mayoría, como poderosos antioxidantes y protectores del sistema cardiovascular, además de como sustancias preventivas de enfermedades inflamatorias y neurodegenerativas (Cermak, R. et al., 2006).</p> <p>Se han detectado funciones antibacterianas, antivirales y antioxidantes en esta clase de compuestos, así como inhibición del crecimiento de tumores en ensayos in vitro, como es el caso del cáncer de mama (Afolayan, A.J., 1997).</p> <p>Existe multitud de flavonoles:</p> <ul style="list-style-type: none"> • 3- hidroxiflavona • Galangina • Isoquercetina • Rutina • Azaleatina • Miricetina • Gosipetina • Fisetina (Tóxica) • Quercetina • Kaempferol <p>La 3-hidroxiflavona es la base de todos los flavonoles, todos poseen características comunes con ella.</p> <p>La Galangina posee propiedades antibacterianas y antivirales. Inhibe el crecimiento de las células que producen cáncer de mama (Afolayan, A.J., 1997; Cushnie, T.P.T. et al., 2005; Ciolino, H.P. et al., 1999; Hugo, S.X. et al., 2014).</p> <p>A la miricetina se le atribuyen propiedades antioxidantes. Actúa bloqueando el daño en los tejidos biológicos que pueden causar los radicales libres. También posee propiedades anticolesterolémicas, como la gosipetina. Existen estudios que indican la posibilidad de que resulte beneficiosa para prevenir los cánceres de próstata y de páncreas.</p>			

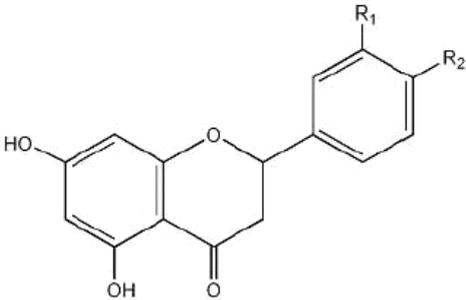
La gossipetina, además de lo mencionado anteriormente, es antioxidante, antibacteriana y radioprotectora. Puede penetrar la barrera hematoencefálica y ayuda al tratamiento del Alzheimer y de trastornos psiquiátricos como depresión, déficits cognitivos y esclerosis lateral amiotrófica. También se indica que puede favorecer la memoria y mejorar el aprendizaje emocional.

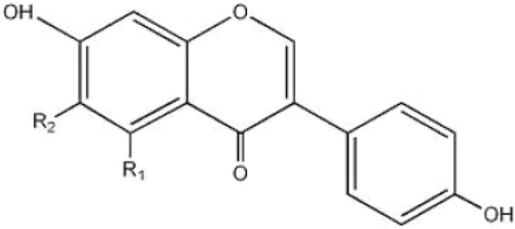
Se han realizado estudios mediante los que se deduce una acción sinérgica con el resveratrol para reducir la formación de tejido adiposo, pero se debe estudiar con mayor profundidad para asegurarlo.

El kaempferol posee propiedades antidepresivas y anticancerígena en sinergia con otros flavonoides, como la quercetina y la miricetina (Park, J. et al., 2006; Herzig, J., 1891).

La rutina inhibe la agregación plaquetaria, frena la permeabilidad vascular y logra que la sangre sea más fluida. Es capaz de aumentar el grosor y la resistencia de los capilares. En sinergia con el ácido ferúlico, reduce el riesgo de enfermedades cardíacas, pues baja el nivel de toxicidad del colesterol LDL. También es antiinflamatoria.

Flavonas	R1	R2	Compuesto
Están presentes principalmente en el perejil y en el apio.	H	-	Apigenina
	OH	-	Luteolina
Tienen efectos antioxidantes, anti-cáncerígenos, anti-inflamatorios y anti-microbianos (Martens, S. et al., 2005)			
<p>Las flavonas y las flavanonas, ubicadas en el flavedo y el albedo de determinados frutos, son responsables de gran parte de las propiedades benéficas de los cítricos (Porras, I. et al., 2004).</p> <p>Son pesticidas y fungicidas naturales, y promueven el crecimiento de las raíces de las plantas. Son antiinflamatorias y anticancerosas, y hay indicios de que protegen los sistemas cardiovascular y neuronal (Barreca, D. et al., 2011). La ingesta de flavonas disminuye la resistencia a la insulina (Jennings, A. et al., 2014). Las flavonas contribuyen a la apoptosis de las células con leucemia (Quiney, C. et al., 2003).</p>			

<u>Flavanonas</u>	<u>R1</u>	<u>R2</u>	<u>Compuesto</u>
<p>Se encuentran en cítricos, tomates y plantas aromáticas.</p>  <p>Estos compuestos tienen propiedades anti-inflamatorias, anti-carcinógenas y anti-hipertensivas.</p>	H	OH	Naringenina
	OH	H	Hesperidina
<p>Como se comenta en el cuadro anterior, las flavonas y las flavanonas, son responsables de gran parte de las propiedades benéficas de los cítricos (Flavonoides.org).</p> <p>La naringerina previene los pólipos colorrectales y la formación de cáncer aumentando la apoptosis de las células de la mucosa del colon luminal en, aproximadamente, un 97 % (Flavonoides.org).</p> <p>La hesperidina se encuentra en todos los órganos del limón (flavedo, albedo y pulpa) (Huang, Y. et al., 2010).</p>			

<u>Isoflavonas</u>	<u>R1</u>	<u>R2</u>	<u>Compuesto</u>
<p>Están presentes casi de forma exclusiva en plantas leguminosas, especialmente en la soja.</p> 	OH	H	Genisteína
	H	OCH3	Genistina
<p>Como efectos positivos, se conocen los presentados a continuación. (Navarro, C. et al., 2000; Nagata, C. et al., 2001; Somekawa, Y. et al., 2001; Upmalis, D.H. et al., 2000; Alekei, D.L. et al., 2000; Potter, S.M. et al., 1998; Goodman-Gruen, D. et al., 2001; Wiseman, H. et al., 2000; Nakagawa, H. et al., 2000; Hillman, G.G. et al., 2001).</p> <p>Poseen acción estrogénica. Aunque sus efectos no son potentes, las concentraciones alcanzadas en el organismo son lo bastante altas como para producir sus efectos fisiológicos.</p> <p>Los efectos estrogénicos de las isoflavonas se dan en varios niveles:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Síntomas climatéricos: Debido al débil efecto estrogénico, las isoflavonas pueden antagonizar los síntomas del hipoestrogenismo tales como sofocos, sudores nocturnos, osteoporosis... Mientras que no afecta a otros como la atrofia uterina. Tampoco parecen tener efecto sobre la depresión, ansiedad e insomnio asociados a la menopausia. Se han realizado estudios con personas de diversas edades, a quienes se ha proporcionado alimentos y/o suplementos que contenían isoflavonas, así como placebos, según el grupo. Se ha determinado que dichas moléculas reducen los mencionados sofocos, las palpitaciones, dolores de espalda, pérdida de masa ósea... Sobre todo, en mujeres con menopausia temprana. • Osteoporosis postmenopáusica: Se ha comprobado en diversos estudios sobre grupos humanos que las isoflavonas aumentan la densidad ósea. Se considera que dichos efectos son debidos en mayor medida a un aumento en la producción de hueso que a una disminución en la resorción ósea. Las isoflavonas han demostrado ser efectivas solamente como medio de prevención, no pudiendo revertir una osteopenia ya establecida. <p>También realizan acción antiaterogénica:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Efecto hipolipemiante: Según diversos estudios, las isoflavonas mejoran el perfil lipídico debido a sus efectos estrogénicos y sobre el balance de los ácidos biliares. Además, se está estudiando su efecto de aumento de los receptores LDL. En estudios sobre animales no humanos las isoflavonas de la soja dan lugar a una mejora en los niveles de HDL y LDL, así como a una disminución en el riesgo de aterosclerosis. <p>Poseen efecto antitumoral:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Inhibición de enzimas: Como la Tirosina-cinasa, la Topoisomerasa y la Aromatasa, implicadas en procesos tumorales. Diversos estudios in vivo e in vitro han demostrado que las isoflavonas son capaces de impedir la activación del factor de transcripción kappa-B inducida por a -TNF. 			

Determinados autores determinaron en ensayos in vitro sobre células carcinogénicas de mama, que la genisteína a dosis de 185 mM tiene un efecto inhibitor de dichas líneas celulares dependiente de la dosis y del tiempo.

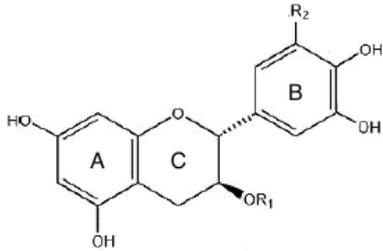
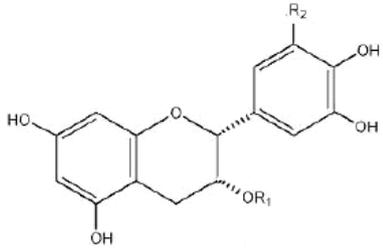
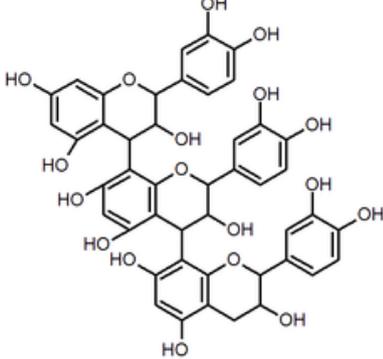
En el carcinoma prostático, se ha comprobado que las isoflavonas presentan un efecto preventivo en ensayos in vivo. En estudios in vitro se ha demostrado que la genisteína, a dosis de 15 mM, presenta un efecto potenciador de la radioterapia en el tratamiento del carcinoma prostático, debido a su efecto sobre el ciclo celular y a la inducción de apoptosis de células malignas.

Además, realizan funciones como:

- **Acción vasodilatadora:**
Reducen los niveles de calcio libre en el interior de las fibras de músculo liso a causa de una disminución de su entrada desde el exterior, así como un aumento de la recaptación por el retículo sarcoplasmático. Además, estimulan la óxido nítrico sintasa, lo que aumenta los niveles de óxido nítrico (NO). Estos efectos se sinergizan para lograr un efecto vasodilatador. Esta acción vasodilatadora ha sido comprobada en ensayos in vivo.
- **Acción antiagregante plaquetaria:**
Se debe a la inhibición del tromboxano A₂ y de la tirosina-cinasa.
En ensayos in vitro sobre plaquetas, se ha comprobado que las isoflavonas impiden la agregación plaquetaria de forma competitiva y dependiente de la dosis administrada.

Sin embargo, también poseen algunos efectos adversos que se exponen seguidamente. A pesar de no existir datos que muestren de manera significativa dichas contraindicaciones, se requieren más estudios, más amplios y profundos, para comprender adecuadamente las funciones de estas moléculas, por lo que se debe actuar con precaución según el caso.

- Los fetos y niños pueden incorporar a su organismo niveles equivalentes a los de un adulto.
- En algunos estudios se detectan malformaciones óseas.
- Se considera que reducen la actividad tiroidea. Existe controversia acerca del grado de reducción y de las consecuencias del mismo.
- Alteraciones en la duración de la menstruación, así como otros efectos sobre la misma.
- Interacciones con medicamentos
- Antagonismo con los efectos de la insulina en tejidos insulino-dependientes, así como disminución de los receptores hepáticos de insulina y disminución de su afinidad por la misma.

<u>Flavanoles</u>	<u>R1</u>	<u>R2</u>	<u>Compuesto</u>
<p>Pueden presentarse en dos formas:</p>	<p>H</p> <p>H</p>	<p>H</p> <p>OH</p>	<p>Catequina</p> <p>Catequina-3-galato</p>
<p>- Monomérica: catequinas.</p> <p>Se encuentran principalmente en el té verde, el chocolate y el vino. También son muy abundantes en la fruta.</p>			
			
<p>- Polimérica: proantocianidinas.</p> <p>También se denominan taninos condensados.</p> <p>Son dímeros, oligómeros y polímeros de catequinas con enlaces C4 y C8.</p> <p>Se encuentran en el té, el chocolate, el vino y la cerveza, así como en la uva, el melocotón y la manzana.</p>			
			
			

Catequinas

La molécula de catequina posee dos anillos bencénicos (denominados los anillos A- y B-) y un heterociclo dihidropirano (el anillo C) con un grupo hidroxilo sobre el carbono 3 (Tournaire, C. et al., 1993).

Respecto a su actividad antioxidante, la (+)-catequina se encuentra entre los más potentes "secuestradores" ("scavengers") de radicales libres, entre los miembros de las clases de flavonoides. Se considera que la capacidad de eliminar moléculas de oxígeno está relacionada con la estructura química de la molécula de la catequina, con la presencia del grupo funcional del catecol en el anillo B y con el grupo hidroxilo activando el doble enlace del anillo C.

En algunos casos actúa como herbicida e inhibe la competencia existente con las plantas de otras especies. Puede actuar como fitotóxico inhibiendo la germinación de semillas y su crecimiento, o como antimicrobiano de los patógenos de la raíz (Bais, H.P. et al., 2002).

El sabor de la (+)-catequina y de la (-)-catequina es descrito aproximadamente como una mezcla de astringente y ligeramente amargo (Kielhorn, S. et al., 1999). Se ha corroborado que la encapsulación de las catequinas en ciclodextrinas enmascara el sabor, siendo dicho conjunto empleado como aditivo (Auzély-Velty, R. et al., 2003).

Proantocianidinas

Las uniones de proantocianidinas formando estructuras poliméricas complejas se denominan taninos.

En la naturaleza, las proantocianidinas son inductores de mecanismos de defensa contra patógenos y depredadores (Amil-Ruiz, F. et al., 2011).

Se considera que las proantocianidinas tipo A inhiben infecciones bacterianas como las infecciones del tracto urinario (Howell, A.B., 2007). Sin embargo, Los ensayos clínicos indican que no son una alternativa a la profilaxis antibiótica para las infecciones de tracto urinario (Scientific Opinion..., 2014; Jepson, R.G. et al., 2012; ESCOP, 2009). A pesar de ello, se ha determinado que reducen significativamente la incidencia de dichas infecciones, incluso en gente que las sufra de manera recurrente (Luís, Â. et al., 2017; AUA, 2009).

También limitan la digestión de las grasas después de las comidas (McDougall, G.J. et al., 2005).

Las proantocianidinas constituyen el principal grupo de polifenoles en el vino tinto. Se les asocian propiedades reductoras del riesgo de padecer enfermedades coronarias (Corder, R. et al., 2006). En el vino tinto se pueden encontrar cantidades de 177 mg/L mientras que, en los blancos, solamente de alrededor de 9 mg/L (Sánchez-Moreno, C. et al., 2003).

<u>Antocianinas</u>	<u>R1</u>	<u>R2</u>	<u>Compuesto</u>
<p>Se trata de pigmentos hidrosolubles que otorgan colores rojizos, púrpuras o azulados a determinadas flores y frutos (Wagner, G.J., 1982). Se encuentran esencialmente en frutos silvestres como como las cerezas, frambuesas, moras o ciruelas, así como en el vino tinto, en algunos cereales y en vegetales como la cebolla, guisantes o la calabaza.</p> <p>Son glucósidos de las antocianidinas, es decir, están constituidas por una molécula de antocianidina, que es la aglicona, a la que se le une un azúcar mediante un enlace glucosídico.</p> <div data-bbox="352 734 756 992" style="text-align: center;"> </div>	OH	H	Cianidina
	OCH3	OCH3	Malvidina
	OCH3	OH	Petunidina

Las funciones de las antocianinas en las plantas son múltiples: protección frente a la radiación ultravioleta, atracción de insectos polinizadores (Wong, D., 1995), impedir la congelación de las frutas como las uvas (Descubre por qué..., 2016), capacidad antioxidante (evitar la aparición de radicales libres) (Clifford, M.N., 2000)...

Debido a que durante el paso desde el tracto digestivo al torrente sanguíneo de los mamíferos las antocianinas permanecen intactas, su consumo puede tener un impacto directo sobre la salud humana (Miyazawa, T. et al, 1999).

Ejercen efectos terapéuticos, entre ellos la reducción de la enfermedad coronaria, actividad antitumoral, antiinflamatoria y antidiabética, además de la mejora de la agudeza visual y del comportamiento cognitivo. Dichos efectos están relacionados con su actividad antioxidante. Estudios con fracciones de antocianinas provenientes del vino han demostrado ser efectivas para atrapar especies reactivas del oxígeno, además de inhibir la oxidación de lipoproteínas y la agregación de plaquetas (Garzón, G., 2008; Ghiselli, A. et al., 1998).

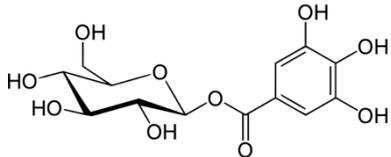
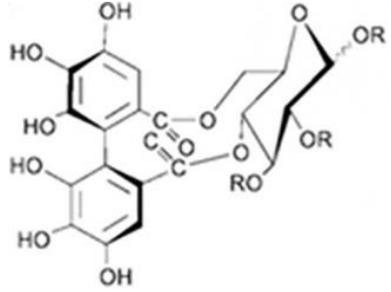
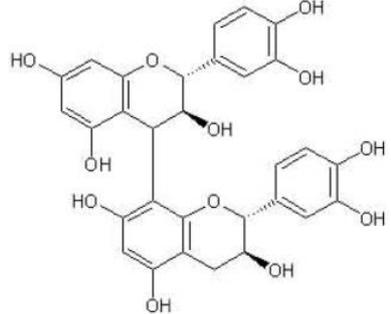
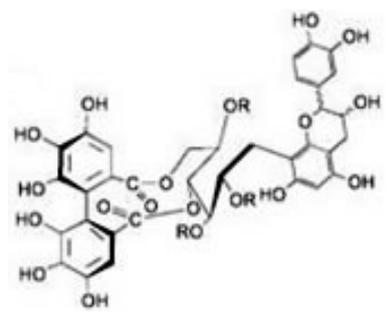
Las antocianinas disminuyen de los niveles de glucosa en sangre. Las pertenecientes a la uva, por otro lado, quizá inhiban el desarrollo de la obesidad ya que, al menos in vitro, producen una disminución de la acumulación de lípidos en los adipocitos maduros (Lefevre, M. et al., 1998).

Se han realizado estudios en animales no humanos que indican mejoras del rendimiento neuronal relacionado con la edad (Andrés-Lacueva, C. et al., 2005).

La ingestión de frutos rojos también mejora el sistema inmune, ya que cuando son suministrados como suplemento de la dieta a gente sana, incrementan la proliferación de linfocitos (Bub, A. et al., 2003).

Taninos

Se trata de compuestos de elevado peso molecular (Mr) y constituyen el tercer grupo en importancia de compuestos fenólicos. Se encuentran en plantas y algas. Estas últimas contienen florotaninos, que son polímeros de floroglucinol. Se clasifican en hidrolizables y condensados (proantocianidinas).

<u>Hidrolizables:</u>	<u>R</u>	<u>Compuestos</u>
<p>Galotaninos: se hidrolizan generándose glucosa y ácido gálico.</p>  <p>Elagitaninos: contienen ácido elágico.</p> 	<p>Pueden ser H u otros compuestos fenólicos</p>	<p>Gran variedad</p>
<p><u>Condensados (proantocianidínicos):</u></p> <p>Polímeros de unidades flavan-3-ol (-)epicatequina y (+)catequina.</p>  <p>Complejos:</p> <p>Taninos elágicos y proantocianidínicos asociados.</p> 		

En las plantas cumplen funciones de defensa frente a los herbívoros. Si bien hay taninos específicos que pueden ser saludables, en general, son toxinas que reducen significativamente el crecimiento y la supervivencia de muchos herbívoros cuando los ingieren. Además, tienen potencial de producir rechazo al alimento en una gran diversidad de animales. Las frutas no maduras, por ejemplo, con frecuencia tienen altos contenidos de taninos, que pueden estar concentrados en las capas celulares más externas de la pieza.

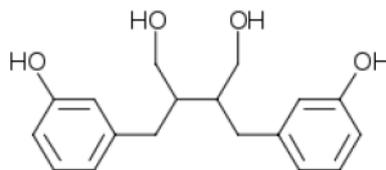
Poseen capacidad para unir entre sí proteínas de forma inespecífica. El follaje de muchas plantas contiene enzimas que oxidan los fenoles a sus formas quinona en los intestinos de los herbívoros (Felton, G.W. et al., 1989). Las quinonas son altamente reactivas, electrofílicas y reaccionan con los grupos de proteínas nucleofílicos $-NH_2$ y $-SH$. Este proceso tiene un impacto negativo en la nutrición de los herbívoros. Además, los taninos pueden inactivar las enzimas digestivas de los herbívoros y crear complejos agregados de taninos y proteínas de plantas que son difíciles de digerir. Sin embargo, determinados herbívoros pueden alimentarse habitualmente de material rico en taninos gracias a su capacidad para eliminarlos de sus sistemas digestivos mediante enzimas como la prolina (Butler, L.G., 1989).

Los taninos de las plantas también funcionan como defensas contra los microorganismos. Por ejemplo, el corazón de madera muerta de muchos árboles contiene elevadas concentraciones de taninos que ayudan a prevenir el desmoronamiento por ataques de bacterias y hongos patógenos.

Curiosamente, los seres humanos usualmente prefieren cierto nivel de astringencia en las comidas que contienen taninos, como las manzanas, las zarzamoras y el vino tinto. Se ha observado que los taninos del vino tinto poseen propiedades para bloquear la formación de endotelina-1, una molécula señal (*signaling molecule*) que produce la constricción de los vasos sanguíneos (Corder, R. et al., 2001), lo cual disminuye el riesgo de enfermedades cardíacas a aquellos que consuman vino tinto de forma moderada.

Lignanos

Se generan a través de la dimerización oxidativa de dos unidades de fenilpropano y se encuentran en muchas especies vegetales, aunque en pequeñas cantidades en alimentos. (Corb, G.A., 1989)

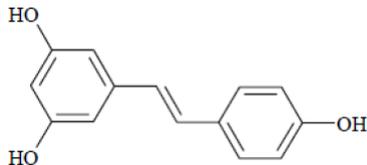


Se les atribuyen efectos antioxidantes que ayudan a combatir los efectos de los radicales libres. Sin embargo, algunos estudios clínicos no han mostrado efectos sobre los lípidos plasmáticos o sobre la capacidad antioxidante cuando se administran a mujeres postmenopáusicas sanas (Hallund, J. et al., 2006). Determinados lignanos y sus metabolitos mamálicos son compuestos fitoquímicos antioxidantes con potencial actividad anticancerígena que pueden limitar las funciones de las hormonas humanas, sin provocar efectos dañinos. Los estudios realizados en animales no humanos muestran que impide el crecimiento de tumores de mama (Thompson, L.U. et al., 1996) y de próstata (Bylund, A. et al., 2005). Parece que en humanos reduce la incidencia del cáncer de mama (Cotterchio, M. et al., 2008).

Estilbenos

Se encuentran principalmente en la médula del tronco de especies arbóreas como el pino o el eucalipto.

La morfología más habitual es el resveratrol, característico de las familias Pinaceae y Vitaceae. De los frutos de esta última se extrae el vino. Se considera que el trans-resveratrol proporciona beneficios para la salud humana (Jang, M.S. et al., 1997).

 Trans-resveratrol	<u>R1</u>	<u>R2</u>	<u>Compuesto</u>
<p>Existe muy poca evidencia acerca de los beneficios del resveratrol en las personas que ya padecen una enfermedad cardíaca (Tomé-Carneiro, J. et al., 2013). Se considera que el suplemento de resveratrol en dosis habituales no tiene ningún efecto sobre la presión arterial, pero puede ayudar a regularla si se emplea en dosis altas. El consumo moderado de vino tinto se asocia con la disminución del riesgo de padecer enfermedades cardíacas (Szmítko, P.E. et al., 2005). Este efecto se conoce como "la paradoja francesa" (Ferrières, J., 2004; Simini, B., 2000), ya que una importante diferencia entre la dieta francesa y la norteamericana es la ingesta de vino, y los primeros padecen menos enfermedades coronarias (Kopp, P., 1998). El resveratrol parece estimular la actividad del óxido nítrico sintasa endotelial (eNOS) e inhibir la agregación plaquetaria (Duffy, S.J. et al., 2003; Olan, B. et al., 2005). Los posibles efectos secundarios todavía se están investigando (Liu, Y. et al., 2014).</p> <p>Respecto a su efecto sobre el cáncer, hoy en día los resultados obtenidos son inconsistentes (Clinical Nutrition, 2014). Existe fuerte evidencia sobre la acción anticancerígena del resveratrol en tumores que pueden estar en contacto directo con el compuesto, como los cutáneos y los del tracto gastrointestinal. Para otros tipos, la evidencia es incierta, incluso si se utilizan dosis masivas de resveratrol. Se cree que el tratamiento con resveratrol previene el desarrollo de tumores de mama en animales no humanos; sin embargo, no se detecta efecto sobre el crecimiento de tumores ya existentes. El tratamiento con altas dosis de resveratrol en ratones prepúberes disminuye la formación de tumores. Inyectado en dosis altas en ratones, reduce el crecimiento de los neuroblastomas (Carter, L.G. et al., 2014).</p> <p>Existe muy poca evidencia de su efecto sobre el metabolismo humano, por lo que debe ser más estudiado (Athar, M. et al., 2007). Sin embargo, hay indicios de una acción beneficiosa sobre la diabetes (Poulsen, M.M. et al., 2013; hausenblas, H.A. et al., 2014; Baur, J.A. et al., 2006; Wang, L. et al., 2014; Zhu, X. et al., 2017).</p> <p>Se dispone de cierta evidencia de su repercusión sobre la disminución de características de la senescencia replicativa en células, como el aumento de factores de empalme de ARNm y alargamiento de Telómeros (Latorre, E. et al., 2017).</p> <p>Se ha observado que puede reducir la incidencia del Alzheimer en cultivos celulares y en roedores. Potencia los mecanismos protectores que degradan las proteínas anormales. En los ensayos, realizados con ratones transgénicos de Alzheimer, se añadió resveratrol a la dieta de dos grupos de roedores, un grupo de control y otro con patología de Alzheimer. En ambos casos, se observó una respuesta mejorada en el aprendizaje. En el caso de los afectados de Alzheimer, se vio un efecto de protección contra la pérdida de memoria y contra la patología. Además, el resveratrol activa la vía molecular de neuroprotección y longevidad de SIRT1 (Corpas, R. et al., 2019).</p>			

BIBLIOGRAFÍA

A

- Adisakwattana S. (2017). "Cinnamic Acid and Its Derivatives: Mechanisms for Prevention and Management of Diabetes and Its Complications". *Nutrients*, 2017 (9), 163. <https://doi.org/10.3390/nu9020163>
- Afolayan A. J., Meyer J. J. (1997). "The antimicrobial activity of 3,5,7-trihydroxyflavone isolated from the shoots of *Helichrysum aureonitens*". *Journal of Ethnopharmacology* 57 (3), 177-181.
- **Alekel D. L., Germain A. S., Peterson C.T. et al.** (2000). "Isoflavone-rich soy protein isolate attenuates bone loss in the lumbar spine of perimenopausal women". *Am J Clin Nutr*, **72(3)**: 844-52. [https://doi.org/10.1016/S0378-8741\(97\)00065-2](https://doi.org/10.1016/S0378-8741(97)00065-2)
- American Urological Association (2019). "Recurrent Uncomplicated Urinary Tract Infections in Women: AUA/CUA/SUFU Guideline". www.auanet.org. *Journal of urology*, 202 (2), 282-289. <https://doi.org/10.1097/JU.0000000000000296>
- Amic D., Davidović- Amid D., Bešlo D., Trinajstić N. (2003). "Structure-radical scavenging activity relationships of flavonoids". *Croatia Chemica, Acta* 76, 55-61. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2006.07.002>
- Amil-Ruiz F., Blanco-Portales R., Muñoz-Blanco J., Caballero J. L. (2011). "The Strawberry Plant Defense Mechanism: A Molecular Review". *Plant and Cell Physiology*, 52 (11), 1873–903. <https://doi.org/10.1093/pcp/pcr136>
- Andrés-Lacueva C., Shukitt-Hale B., Galli R. L., Jauregui O., Lamuela-Raventós R. M., Joseph J. A. (2005). "Anthocyanins in aged blueberry-fed rats are found centrally and may enhance memory". *Nutritional Neuroscience*, 8, 111-120. <https://doi.org/10.1080/10284150500078117>
- Athar M., Back J. H., Tang X., Kim K. H., Kopelovich L., Bickers D. R., Kim A. L. (2007). "Resveratrol: a review of preclinical studies for human cancer prevention". *Toxicol. Appl. Pharmacol.* 224 (3), 274-83. <https://doi.org/10.1016/j.taap.2006.12.025>
- Auzély-Velty R., Charlot A., Imberty A., Koča J., Kríž Z. (2003). "Investigation of the complexation of (+)-catechin by β -cyclodextrin by a combination of NMR, microcalorimetry and molecular modeling techniques". *Organic & Biomolecular Chemistry* 1 (14), 2590-2595. <https://doi.org/10.1039/B302935M>

B

- Bais H. P., Walker T. S., Stermitz F. R., Hufbauer R. A., Vivanco J. M. (2002). "Enantiomeric-dependent phytotoxic and antimicrobial activity of (±)-catechin. A rhizosecreted racemic mixture from spotted knapweed". *Plant Physiol*, 128(4), 1173-1179. PMID 11950966. <https://doi.org/10.1104/pp.011019>
- Balasundram N., Sundram K., Samman S. (2006). "Phenolic compounds in plants and agroindustrial by-products: Antioxidant activity, occurrence, and potential uses". *Food Chemistry*, 99, 191–203. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.07.042>
- Barreca D. et al. (2011). "Flavonoid profile and radical-scavenging activity of Mediterranean sweet lemon (*Citrus limetta* Risso) juice". *Food Chemistry*, 129 (2), pp.417–422. <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.04.093>
- Baur J. A., Pearson K. J., Price N. L., Jamieson H. A., Lerin C., Kalra A., Prabhu V. V., Allard J. S., Lopez-Lluch G., Lewis K., Pistell P. J., Poosala S., Becker K. G., Boss O., Gwinn D., Wang M., Ramaswamy S., Fishbein K. W., Spencer R. G., Lakatta E. G., Le Couteur D., Shaw R. J., Navas P., Puigserver P., Ingram D. K., de Cabo R., Sinclair D. A. (2006). "Resveratrol improves health and survival of mice on a high-calorie diet". *Nature*, 444 (7117), 337-42. <https://doi.org/10.1038/nature05354>
- Bub A., Watzl B., Blockhaus M., Briviba K., Liegibel U., Muller H., Pool-Zobel B. L., and Rechkemmer G. (2003). "Fruit juice consumption modulates antioxidative status, immune status and DNA damage". *J. Nutr. Biochem.* 14, 90-98. [https://doi.org/10.1016/S0955-2863\(02\)00255-3](https://doi.org/10.1016/S0955-2863(02)00255-3)
- Butler L. G. (1989). "Effects of condensed tannin on animal nutrition". En: R.W. Hemingway y J.J. Carchesy (editores). *Chemistry and significance of condensed tannins*, 391-402. https://doi.org/10.1007/978-1-4684-7511-1_24
- Bylund A., Saarinen N., Zhang J. X., Bergh A., Widmark A., Johansson A., Lundin E., Adlercreutz H., Hallmans G., Stattin P. y Mäkela S. (2005). "Anticancer effects of a plant lignan 7-hydroxymatairesinol on a prostate cancer model in vivo". *Experimental Biology and Medicine*, 230, 217-223. <https://doi.org/10.1177/153537020523000308>

C

- Carter L. G., D'Orazio J. A., Pearson K. J. (2014). "Resveratrol and cancer: focus on in vivo evidence". *Endocrine-Related Cancer*, 21 (3). <https://doi.org/10.1530/ERC-13-0171>
- Cermak R., Wolfram S. (2006). "The potential of flavonoids to influence drug metabolism and pharmacokinetics by local gastrointestinal mechanisms". *Drug Metab.*, 7 (7), 729-744. <https://doi.org/10.2174/138920006778520570>
- Ciolino H. P., Yeh G. C. (1999). "The flavonoid galangin is an inhibitor of CYP1A1 activity and an agonist/antagonist of the aryl hydrocarbon receptor". *British Journal of Cancer* 79 (9/10), 1340–1346. <https://doi.org/10.1038/sj.bjc.6690216>
- Clifford M. N. (2000). "Anthocyanins – nature, occurrence and dietary burden". In: *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 80 (7), 1063–1072. [https://doi.org/10.1002/\(SICI\)1097-0010\(20000515\)80:7<1063::AID-JSFA605>3.0.CO;2-Q](https://doi.org/10.1002/(SICI)1097-0010(20000515)80:7<1063::AID-JSFA605>3.0.CO;2-Q)
- Liu Y., Ma W., Zhang P., He S., Huang D. (2015). *Clinical Nutrition*, 34 (1), 27-34. <https://doi.org/10.1016/j.clnu.2014.03.009>
- Corder R., Douthwaite J.A., Lees. D.M. (2001). "Endothelin-1 synthesis reduced by red wine". *Nature*, 414, 863-864. <https://doi.org/10.1038/414863a>
- Corder R., Mullen W., Khan N. Q., Marks S. C., Wood E. G., Carrier M. J., Crozier A. (2006). "Oenology: Red wine procyanidins and vascular health". *Nature*, 444, 566. <https://doi.org/10.1038/444566a>
- Corpas R., Griñán-Ferré C., Rodríguez-Farré E., Pallàs M., Sanfeliu C. (2019). "Resveratrol Induces Brain Resilience Against Alzheimer Neurodegeneration Through Proteostasis Enhancement". *Mol. Neurobiol.*, 56, 1502-1516. <https://doi.org/10.1007/s12035-018-1157-y>
- Cotterchio M., Boucher B. A., Kreiger N., Mills C. A., y Thompson L. U. (2008). "Dietary phytoestrogen intake—lignans and isoflavones—and breast cancer risk (Canada)". *Cancer Causes and Control*, 19 (3), 259-272.
- Crosby G. A. (2005). "Lignans in food and nutrition". *Food Technology* 59 (5), 32-36. <https://www.ift.org/news-and-publications/food-technology-magazine/issues/2005/may/features/lignans-in-food-and-nutrition>
- Cushnie T. P. T., Lamb A. J. (2005). "Detection of galangin-induced cytoplasmic membrane damage in *Staphylococcus aureus* by measuring potassium loss". *Journal of Ethnopharmacology*, 101 (1-3): 243-248. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2005.04.014>

D

- De P. et al. (2011). "Cinnamic Acid Derivatives as Anticancer Agents – A Review". *Current Medicinal Chemistry*, 18, 1672-1703. <https://doi.org/10.2174/092986711795471347>
- De P. et al. (2012). "Cinnamic Acid Derivatives in Tuberculosis, Malaria and Cardiovascular Diseases – A Review". *Current Organic Chemistry*, 2012, 16, 747-768. <https://doi.org/10.2174/138527212799958020>
- Descubre por qué no venden helado de uva (2016). <http://periodistasfronterasur.blogspot.com/2016/06/descubre-por-que-no-venden-helado-de-uva.html>
- Díaz B. (2015). "Recuperación de antioxidantes por tecnologías emergentes a partir de efluentes industriales y residuos forestales". Tesis Doctoral.
- Duffy S. J., Vita J. A. (2003). "Effects of phenolics on vascular endothelial function". *Current Opinion in Lipidology*, 14 (1), 21-7. <https://doi.org/10.1097/00041433-200302000-00005>

E

- ESCOP (European Scientific Cooperative on Phytotherapy) (2009). *ESCOP Monographs: "The scientific foundation for herbal medicinal products. Cranberry (Vaccinium macrocarpi fructus)"*. New York: ESCOP (Exeter), Georg Thieme Verlag (Stuttgart), Thieme New York, 255–269.

F

- Flavonoides. <http://www.flavonoides.org>
- Felton G.W., Donato K., Del Vecchio R.J., Duffey S.S. (1989). "Activation of plant foliar oxidases by insect feeding reduces nutritive quality of foliage for noctuid herbivores". *Journal of Chemical Ecology*, 15, 2667-2694. <https://doi.org/10.1007/BF01014725>
- Ferrières J. (2004). "The French paradox: lessons for other countries". *Heart* 90 (1), 107-11. <https://doi.org/10.1136/heart.90.1.107>

G

- Gardner L. K., Lawrence G. D. (1993). "Benzene Production from Decarboxylation of Benzoic Acid in the Presence of Ascorbic Acid and a Transition-Metal Catalyst". *J. Agric. Food Chem.* 41 (5), 693–695. <https://doi.org/10.1021/jf00029a001>
- Garzon G. (2008). "Anthocyanins As Natural Colorants And Bioactive Compounds: A Review". *Acta Biol. Colomb.*, 13 (3), 27-36. ISSN 0120-548X. <https://www.researchgate.net/publication/262446085>
- Smith G., Markham K. (1998). "Tautomerism of flavonol glucosides: relevance to plant UV protection and flower colour". *Journal of Photochemistry and Photobiology A: Chemistry*, 118 (2), 99-105. [https://doi.org/10.1016/S1010-6030\(98\)00354-2](https://doi.org/10.1016/S1010-6030(98)00354-2)
- Ghiselli A., Nardini M., Baldi A., Scaccini C. (1998). "Antioxidant Activity of Different Phenolic Fractions Separated from an Italian Red Wine". *J. Agric. Food Chem.*, 46 (2), 361-367. <https://doi.org/10.1021/jf970486b>
- **Goodman-Gruen D., Kritz-Silverstein D.** (2001). "Usual dietary isoflavone intake is associated with cardiovascular disease risk factors in postmenopausal women". *J. Nutr.*, **131 (4)**, 1202-1206. <https://doi.org/10.1093/jn/131.4.1202>

H

- Hallund J., Ravn-Haren G., Bügel S., Tholstrup T., Tetens I. (2006). "A Lignan complex isolated from flaxseed does not affect plasma lipid concentrations or antioxidant capacity in healthy postmenopausal women". *Journal of Nutrition* 136, 112–116. <https://doi.org/10.1093/jn/136.1.112>
- Hausenblas H. A., Schoulda J. A., Smoliga J. M. (2014). "Resveratrol treatment as an adjunct to pharmacological management in type 2 diabetes mellitus-systematic review and meta-analysis". *Molecular nutrition & food research*, 59 (1), 147-59. <https://doi.org/10.1002/mnfr.201400173>
- Heim K. E., Tagliaferro A. R., Bobilya D. J. (2002). "Flavonoid antioxidants: chemistry, metabolism and structure-activity relationship". *The Journal of Nutritional Biochemistry*, 13, 572-584. [https://doi.org/10.1016/S0955-2863\(02\)00208-5](https://doi.org/10.1016/S0955-2863(02)00208-5)
- Herzig J. (1891). "Studien über Quercetin und seine Derivate, VII. Abhandlung. Studies on Quercetin and its Derivatives, Treatise VII". *Monatshefte für Chemie (en alemán)* 12 (1), 177-90.
- **Hillman G. MG., Forman J. D., Kucuk O. et al.** (2001), "Genistein potentiates the radiation effect on prostate carcinoma cells". *Clin Cancer Res*, **7 (2)**, 382-90.

- Hoskins J. A. (1984). "The Occurrence, Metabolism and Toxicity of Cinnamic Acid and Related Compounds". *Journal of Applied Toxicology*, Vol. 4, No. 6. <https://doi.org/10.1002/jat.2550040602>
- Howell A. B. (2007). "Bioactive compounds in cranberries and their role in prevention or urinary tract infections". *Mol Nutr Food Res*. 51 (6), 732–737. <https://doi.org/10.1002/mnfr.200700038>
- Huang D-W et al. (2009). "Effect of Caffeic Acid and Cinnamic Acid on Glucose Uptake in Insulin-Resistant Mouse Hepatocytes". *Agric. Food Chem.*, 57, 7687-7692. <https://doi.org/10.1021/jf901376x>
- Huang Y., Ho S. (2010). "Polymethoxy flavones are responsible for the anti-inflammatory activity of citrus fruit peel". *Food Chemistry*, 119(3), 868–873. <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.09.092>
- Hugo S. X., Liu X. M., Ge C. H., Gao L., Peng X. M., Zhao P.P. et al. (2014). "The effects of galangin on a mouse model of vitiligo induced by hydroquinone". *Phytother. Res.*, 28, 1533-1538. <https://doi.org/10.1002/ptr.5161>

J

- Jang M.S., Cai E. N., Udeani G. O. (1997). "Cancer chemopreventive activity of resveratrol, a natural product derived from grapes". *Science* 275 (5297): 218-20. PMID 8985016. doi:10.1126/science.275.5297.218.
- Jennings A., Welch A. A., Spector T., Macgregor A., Cassidy A. (2014). "Intakes of anthocyanins and flavones are associated with biomarkers of insulin resistance and inflammation in women". *J Nutr*, 144:202–8.
- Jepson R. G.; Williams G; Craig JC (2012). "Cranberries for preventing urinary tract infections". *Cochrane Database Syst, Rev*. 10. <https://doi.org/10.1002/14651858.CD001321.pub5>
- Park J., Rho H., Kim D., Chang I. (2006). "Enzymatic Preparation of Kaempferol from Green Tea Seed and Its Antioxidant Activity". *J. Agric. Food Chem.*, 54 (8), 2951-2956. <https://doi.org/10.1021/jf052900a>

K

- Kielhorn S., J. H. (1999). "Oral sensations associated with the flavan-3-ols (+)-catechin and (-)-epicatechin". *Food Quality and Preference*, 10 (2), 109-116. [http://doi.org/10.1016/S0950-3293\(98\)00049-4](http://doi.org/10.1016/S0950-3293(98)00049-4)
- Kopp P. (1998). "Resveratrol, a phytoestrogen found in red wine. A possible explanation for the conundrum of the 'French paradox'?" . *Eur. J. Endocrinol.* 138 (6), 619-620. <http://doi.org/10.1530/eje.0.1380619>

L

- Latorre E., Birar V., Angela N., Sheerin J., Charles C., Jeynes, Hooper A., Dawe H., Melzer D., Cox L., Faragher R., Ostler E., Harries L. (2017). "Small molecule modulation of splicing factor expression is associated with rescue from cellular senescence". *BMC Cell Biology*, 18 (31). <http://doi.org/10.1186/s12860-017-0147-7>
- Leal M. (2016). "Polifenoles de la uva". Trabajo de Fin de Grado.
- Lefevre M., Lee B., Byun D., Kim H. (2006). "Anthocyanins inhibit lipogenesis of 3T3-L1 preadipocytes". *Plant Foods Hum. Nutr.* 69, 137–141. <https://doi.org/10.1007/s11130-014-0407-z>
- Liu Y., Ma W., Zhang P., He S., Huang D., (2014). "Effect of resveratrol on blood pressure: A meta-analysis of randomized controlled trials". *Clinical Nutrition*, 34 (1), 27-34. <https://doi.org/10.1016/j.clnu.2014.03.009>
- Luís Â, Domingues F, Pereira L (2017). "Can Cranberries Contribute to Reduce the Incidence of Urinary Tract Infections? A Systematic Review with Meta-Analysis and Trial Sequential Analysis of Clinical Trials". *Journal of Urology*, 198 (3), 614–621. <https://doi.org/10.1016/j.juro.2017.03.078>

M

- Martens S., Mithöfer A. (2005). "Flavones and flavone synthases". *Phytochemistry*, 66, 2399–2407. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2005.07.013>
- McDougall G. J., Stewart D. (2005). "The inhibitory effects of berry polyphenols on digestive enzymes". *Biofactors*, 23, 189-195. <https://doi.org/10.1002/biof.5520230403>

- Miyazawa T., Nakagawa K., Kudo M., Muraishi K., Someya K. (1999). "Direct Intestinal Absorption of Red Fruit Anthocyanins, Cyanidin-3-Glucoside and Cyanidin-3,5-Diglucoside, Into Rats and Humans". *J. Agric. Food Chem.*, 47, 1083-1091. <https://doi.org/10.1021/jf9809582>

N

- **Nagata C., Takatsuka N., Kawakami N. et al.** (2001). "Soy product intake and hot flashes in Japanese women: results from a community-based prospective study". *Am. J. Epidemiol.*, **153 (8)**, 790-793. <https://doi.org/10.1093/aje/153.8.790>
- **Nakagawa H., Yamamoto D., Kiyozuka Y. et al.** (2000). "Effects of genistein and synergistic action in combination with eicosapentaenoic acid on the growth of breast cancer cell lines". *J. Cancer Res. Clin. Oncol.*, **126 (8)**, 448-54. <https://doi.org/10.1007/PL00021280>
- Navarro C., Beltrán E. (2000). "Fitoestrógenos: Posibilidades terapéuticas". *Revista de Fitoterapia*, 1 (3), 165-80. ISSN 1576-0952.

O

- Olas B., Wachowicz B., Wachowicz (2005). "Resveratrol, a phenolic antioxidant with effects on blood platelet functions". *Platelets*, 16 (5), 251-60. <https://doi.org/10.1080/09537100400020591>

P

- Pietta P.G. (2000). "Flavonoids as antioxidants". *Journal of Natural Products*, 63, 1035-1042. <https://doi.org/10.1021/np9904509>
- Porras I., Ortuño A., García-Lidón A. (2004). "Citrus limon: a source of flavonoids of pharmaceutical interest". *Food Chemistry*, 84, 457-461. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(03\)00272-3](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(03)00272-3)
- **Potter S. M., Baum J. A., Teng H. et al.** (1998). "Soy protein and isoflavones: their effects on blood lipids and bone density in postmenopausal women". *Am. J. Clin. Nutr.*, **68 (6)**, 1375-1379. <https://doi.org/10.1093/ajcn/68.6.1375S>

- Poulsen M. M., Jørgensen J. O., Jessen N., Richelsen B., Pedersen S. B. (2013). "Resveratrol in metabolic health: an overview of the current evidence and perspectives". *Annals of the New York Academy of Sciences*, 1290, 74-82. <https://doi.org/10.1111/nyas.12141>.

Q

- Quiney C., Dauzonne D., Kern C., Fourneron J-D, Izard J-C, Mohammade R., Kolb J.P, Billard C., (2003). "Flavones and polyphenols inhibit the NO pathway during apoptosis of leukemia B-cells". *Leukemia Research*, 28 (8), 851-861. <https://doi.org/10.1016/j.leukres.2003.12.003>

R

- Rice-Evans C.A., Miller N.J., Paganga G. (1997). "Antioxidant properties of phenolic compounds". *Trends in Plant Science*, 2 (4), 152-159. [https://doi.org/10.1016/S1360-1385\(97\)01018-2](https://doi.org/10.1016/S1360-1385(97)01018-2)

S

- Sánchez-Moreno C., Cao G., Ou B., Ronald L. P. (2003). "Anthocyanin and Proanthocyanidin Content in Selected White and Red Wines. Oxygen Radical Absorbance Capacity Comparison with Nontraditional Wines Obtained from Highbush Blueberry". *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51 (17), 4889–4896. <https://doi.org/10.1021/jf030081t>
- European Food Safety Authority (2014). "Scientific Opinion on the substantiation of a health claim related to CranMax® and reduction of the risk of urinary tract infection by inhibiting the adhesion of certain bacteria in the urinary tract pursuant to Article 14 of Regulation (EC) No 1924/2006". *EFSA Journal*, 12 (5), 3657-3668. <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2014.3657>
- Seeram N.O., Nair M.G. (2002). "Inhibition of lipid peroxidation and structure. Activity-related studies of the dietary constituents, anthocyanins, anthocyanidins and catechis". *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50, 5308-5312. <https://doi.org/10.1021/jf025671q>
- Simini B. (2000). "Serge Renaud: from French paradox to Cretan miracle". *Lancet*, 355 (9197), 48. [https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(05\)71990-5](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(05)71990-5)

- **Somekawa Y., Chiguchi M., Ishibashi T. et al.** (2001). "Soy intake related to menopausal symptoms, serum lipids, and bone mineral density in postmenopausal Japanese women". *Obstet Gynecol*, **97** (1), 109-15. [https://doi.org/10.1016/S0029-7844\(00\)01080-2](https://doi.org/10.1016/S0029-7844(00)01080-2)
- Sova M. (2012). "Antioxidant and Antimicrobial Activities of Cinnamic Acid Derivatives". *Mini-Reviews in Medicinal Chemistry*, **12**, 749-767. <https://doi.org/10.2174/138955712801264792>
- Szmítko P. E., Verma S., Verma (2005). "Cardiology patient pages. Red wine and your heart". *Circulation*, **111** (2), e10-1. <https://doi.org/10.1161/01.CIR.0000151608.29217.62>

T

- Thompson L. U., Rickard S. E., Orcheson L. J. y Seidl M. M. (1996). "Flaxseed and its lignan and oil components reduce mammary tumor growth at a late stage of carcinogenesis". *Carcinogenesis*, **17** (6), 1373-1376. <https://doi.org/10.1093/carcin/17.6.1373>
- Tomé-Carneiro J., González M., Larrosa M., Yáñez-Gascón M. J., García-Almagro F. J., Ruiz-Ros J. A., Tomás-Barberán F. A., García-Conesa M. T., Espín J. C., González, Larrosa, Yáñez-Gascón, García-Almagro, Ruiz-Ros, Tomás-Barberán, García-Conesa et al. (2013). "Resveratrol in primary and secondary prevention of cardiovascular disease: a dietary and clinical perspective". *Annals of the New York Academy of Sciences*, **1290**, 37-51. <https://doi.org/10.1111/nyas.12150>
- Tournaire C., Croux S., Maurette M. T., Beck I., Hocquaux M., Braun A. M., Oliveros E. (1993). "Antioxidant activity of flavonoids: Efficiency of singlet oxygen ($1\Delta g$) quenching". *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology*, **19** (3), 205-215, [https://doi.org/10.1016/1011-1344\(93\)87086-3](https://doi.org/10.1016/1011-1344(93)87086-3)

U

- **Upmalis D. H., Lobo R., Bradley L. et al.** (2000). "Vasomotor symptom relief by soy isoflavone extract tablets in postmenopausal women: a multicenter, double-blind, randomized, placebo-controlled study". *Menopause*, **7** (4), 236-242. <https://doi.org/10.1097/00042192-200007040-00005>

V

- Van Acker S. A. B. E., Van Den Berg D-J., Tromp M. N. J. L., Giffioen D. H., Van Bennekom W. P., Van Der Vijgh W. J. F., Bast A. (1996). "Structural aspects of antioxidant activity of flavonoids". *Free Radical Biology and Medicine*, 20, 331-342. [https://doi.org/10.1016/0891-5849\(95\)02047-0](https://doi.org/10.1016/0891-5849(95)02047-0)

W

- Wagner G. J. (1982). "Cellular and Subcellular Location in Plant Metabolism". Creazy L., Hrazdina G. (ed) *Recent advances in Phytochemistry*. New York, Plenum Press, 1-45.
- Wang L., Waltenberger B., Pferschy-Wenzig E.M., Blunder M., Liu X., Malainer C., Blazevic T., Schwaiger S., Rollinger J. M., Heiss E. H., Schuster D., Kopp B., Bauer R., Stuppner H., Dirsch V. M., Atanasov A. G. (2014). "Natural product agonists of peroxisome proliferator-activated receptor gamma (PPAR γ): a review". *Biochem Pharmacol*, 92 (1), 73-89. <https://doi.org/10.1016/j.bcp.2014.07.018>
- **Wiseman H., O'Reilly J. D., Adlercreutz H. et al.** (2000). "Isoflavone phytoestrogens consumed in soy decrease F₂-isoprostane concentrations and increase resistance of low-density lipoprotein to oxidation in humans". *Am. J. Clin. Nutr.*, **72** (2), 395-400. <https://doi.org/10.1093/ajcn/72.2.395>
- Wong G. D., López P. (1995). *Química de los Alimentos: Mecanismos y Teoría*. Ed. Acribia, S. A. España. 476.

Z

- Zhu X., Wu C., Qiu S., Yuan X., Li L. (2017). "Effects of resveratrol on glucose control and insulin sensitivity in subjects with type 2 diabetes: systematic review and meta-analysis". *Nutr. Metab. (Lond.)*, 14, 60. <https://doi.org/10.1186/s12986-017-0217-z>

II. ANEXO II. Tecnología enzimática

En el presente apartado se expone una visión general de la tecnología de enzimas basada en la bibliografía de la asignatura del Grado en Ingeniería Química (GIQ) "Bioprocesos" (Larrea V., 2016; García E., 2016)

El funcionamiento simplificado de una enzima, enlazándose a un sustrato y catalizando una reacción específica, sin inhibidores ni promotores, se presenta en la **Figura 1.1-1**, en la que se muestran los dos mecanismos existentes:

- **Modelo llave-cerradura:** la enzima y el sustrato poseen estructuras geométricamente complementarias, por lo que la unión entre ambos es posible.
- **Modelo de ajuste inducido:** la enzima y el sustrato poseen estructuras geométricamente similares y, cuando el sustrato se encuentra próximo a la enzima, la estructura de ésta se ajusta de forma complementaria a la del sustrato, haciéndose posible la unión.

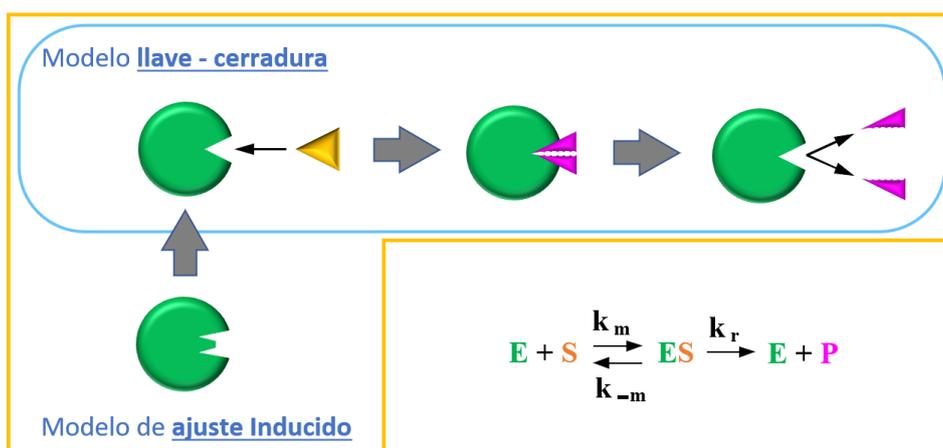
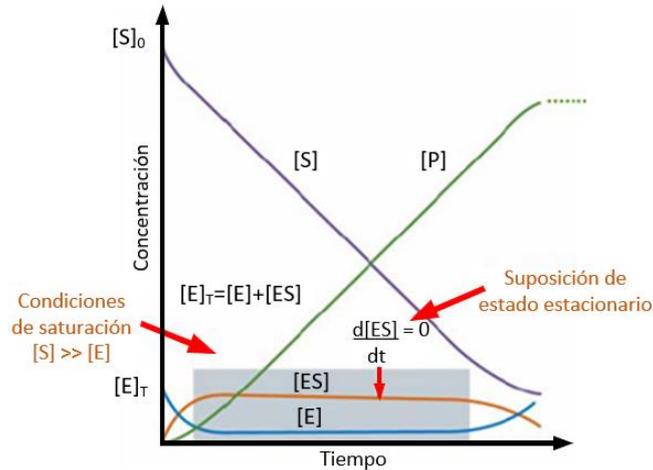
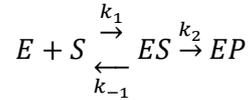


Figura 1.1-1. Mecanismos simplificados de funcionamiento de una enzima

Si se asume que se opera en un reactor discontinuo, con un volumen de reacción constante, conociendo las concentraciones iniciales de sustrato y enzimas, y se supone que no existe inhibición de la reacción provocada por el producto obtenido (los fenómenos de inhibición se explican más adelante), considerando que el enlace entre la enzima y el sustrato es reversible, pero que la reacción no lo es, se obtiene una situación como la reflejada en la **Gráfica II-1**.

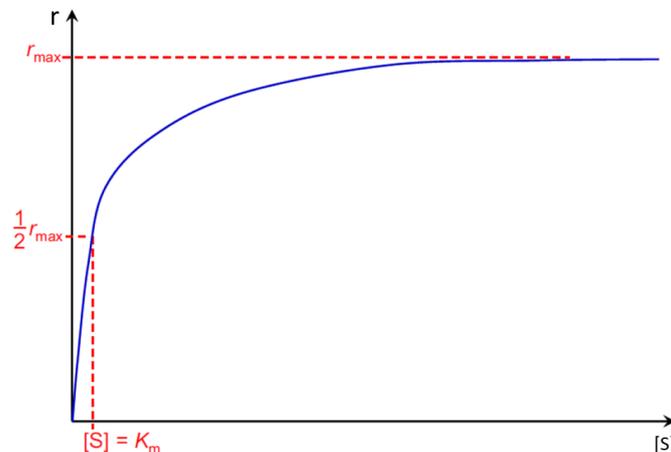


Gráfica II-1. Evolución de las concentraciones en función del avance de la reacción

Dado que normalmente se desconoce la cantidad exacta de enzimas, su concentración [E] se expresa en términos de “unidades de actividad específica” (UAE), que es la cantidad de enzima que proporciona cierto nivel de actividad catalítica trabajando en unas condiciones de operación fijadas.

$$UAE = \frac{\text{Actividad}}{\text{mmol}_{\text{proteína}}} = \frac{\text{mmol}_{\text{producto}} / (\text{min} \cdot \text{ml})}{\text{mmol}_{\text{proteína}}}$$

En la **Gráfica II-2** se observa la evolución de la velocidad de reacción en base al grado de saturación del sustrato



Gráfica II-2. Velocidad de reacción en función del grado de saturación del sustrato

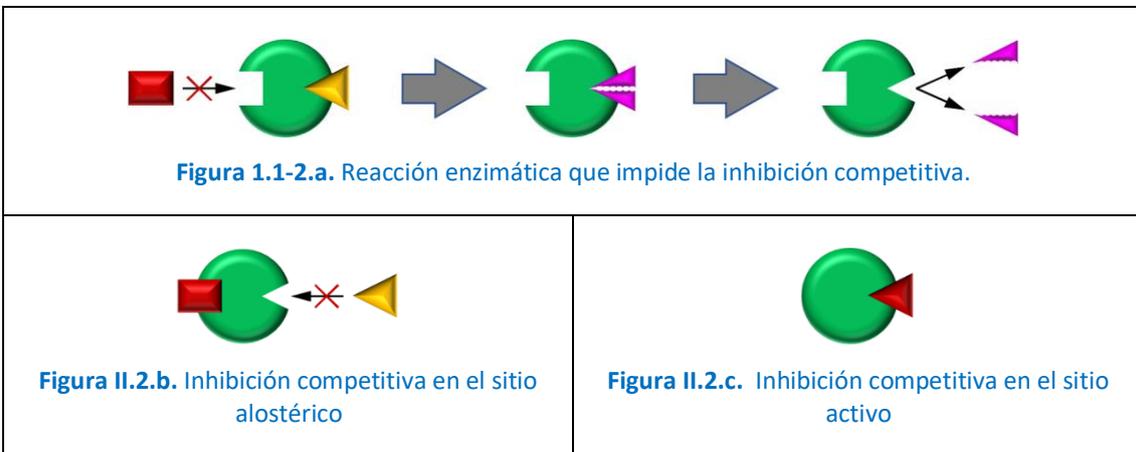
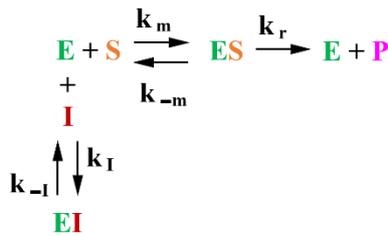
Existe un fenómeno denominado inhibición, que consiste en la inactivación de la actividad enzimática, de forma reversible o irreversible. Se pueden dar diversos tipos de inhibición: competitiva, anticompetitiva, no competitiva y por sustrato. A continuación, se explican conceptualmente, de manera simplificada y breve, sin considerar posibles promotores, que son moléculas que favorecen la actividad enzimática.

La nomenclatura de los siguientes esquemas es la siguiente:

- **E:** Enzima
- **S:** Sustrato
- **I:** Inhibidor
- **P:** Producto
- **K_m:** constante cinética de unión E-S
- **K_i:** constante cinética de unión E-I
- **K_{-m}:** constante cinética de disociación E-S
- **K_{-i}:** constante cinética de disociación E-I
- **K_r:** constante cinética de formación de producto

- **Inhibición competitiva:**

Como su nombre indica, el sustrato y el inhibidor compiten por la enzima, ya sea por el mismo sitio de anclaje o no. Si el sustrato se une a la enzima antes que el inhibidor, la catálisis se lleva a cabo (**Figura 1.1-2.a.**), y viceversa (**Figuras II.2.b y II.2.c.**).



Además de esto, como se indica en la **Figura 1.1-7**, las enzimas pueden transitar entre estados activos (denominados relajados o R) e inactivos (llamados tensos o T), que son receptivos a promotores y sustratos en el primer caso, y a inhibidores en el segundo. A este fenómeno se le denomina alosterismo, y a las enzimas que lo presentan se les cataloga como alostéricas. Si se anclan a un promotor o a un sustrato, su estructura queda fijada parcial o totalmente en la forma R, pero si se unen a un inhibidor, esto sucede con la forma T.

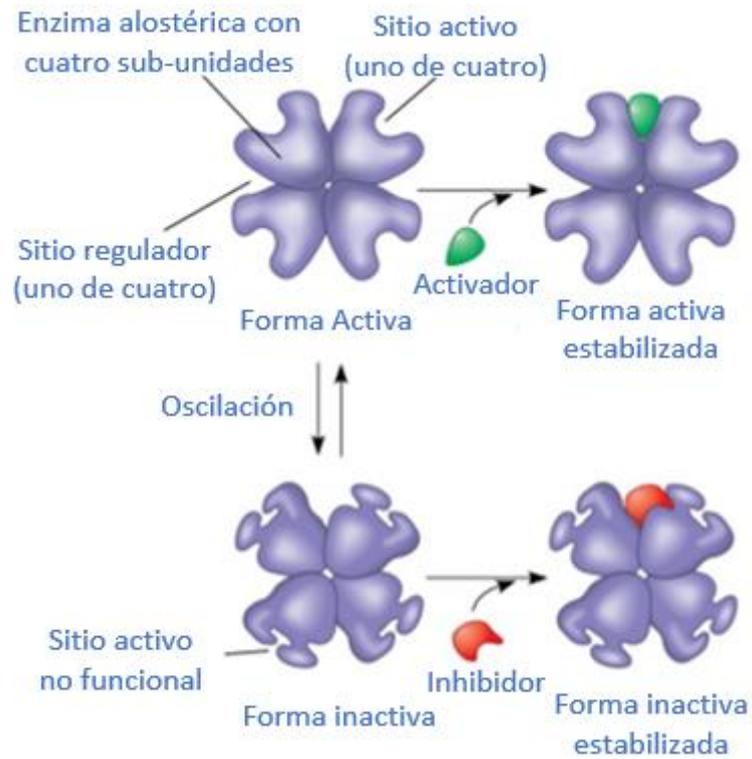


Figura 1.1-7. Alosterismo

Existen diversos modelos explicativos acerca del mecanismo del alosterismo, como se muestra a continuación.

- Modelo simétrico o concertado:

Este modelo asume que, cuando una molécula de promotor o de sustrato se une a la enzima, ésta queda fijada en su totalidad en una forma afín a recibir más sustrato, denominada conformación relajada. Esta forma no es afín a los inhibidores. Esto se refleja en la [Figura 1.1-8](#).

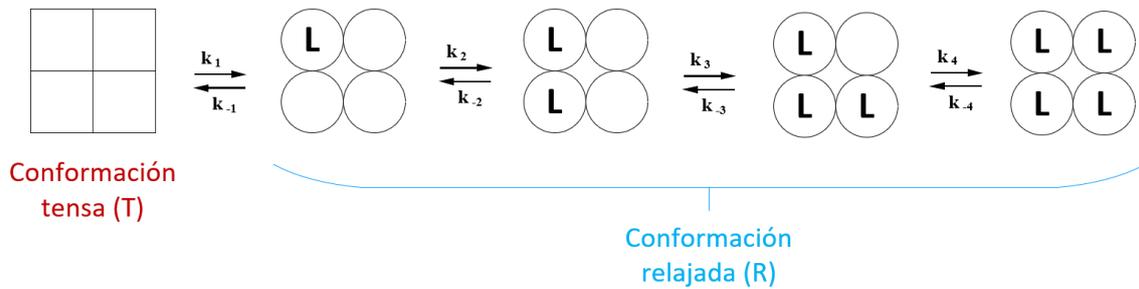


Figura 1.1-8. Modelo simétrico o concertado

- Modelo asimétrico o secuencial:

Este modelo considera que, cuando una molécula de promotor o de sustrato se une a la enzima, la morfología de dicha enzima se vuelve más afín a recibir más sustrato; dicha morfología es denominada conformación intermedia y, a medida que la enzima se une a más sustrato, se va pareciendo más a una conformación relajada, la cual es alcanzada cuando se ha ligado suficiente sustrato a la enzima. Este hecho se ilustra en la [Figura 1.1-9](#).

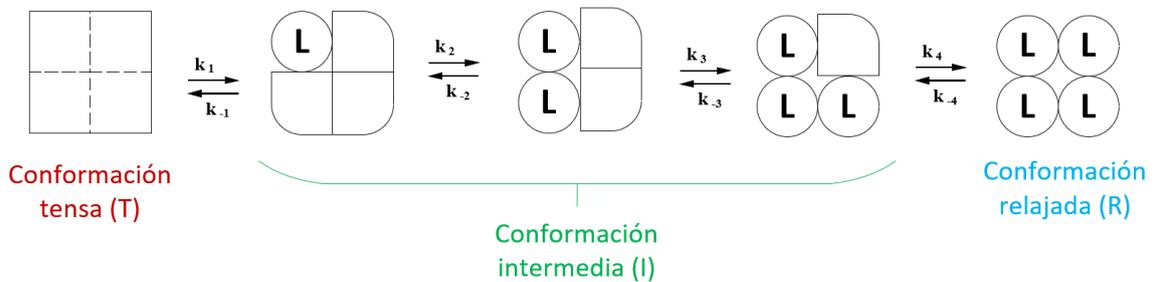


Figura 1.1-9. Modelo asimétrico o secuencial

III. ANEXO III. Ficha técnica de las celulasas comerciales “Celluclast”



Celluclast® 1.5 L

Valid From 2009-03-09

Product Characteristics:

Declared Enzyme	Cellulase
Declared Activity	700 EGU/g
Colour	Brown Colour can vary from batch to batch. Colour intensity is not an indication of enzyme activity.
Physical form	Liquid
Approximate Density (g/ml)	1.22
Stabilisers	Sodium chloride Sorbitol
Preservatives	Potassium sorbate
Odour	Slight fermentation odour
Production organism	Trichoderma reesei
Production Method	Produced by submerged fermentation of a micro organism. The enzyme protein is separated and purified from the production organism.

Product Specification:

	Lower Limit	Upper Limit	Unit
Beta-glucanase Units EGU	700		/g
Total Viable Count	-	50000	/g
Coliform Bacteria	-	30	/g
Enteropathogenic E.Coli	Not Detected		/25 g
Salmonella	Not Detected		/25 g

Packaging:	See the standard packaging list for more information.
Recommended Storage:	
Best before	When stored as recommended, the product is best used within 18 months from date of delivery.
Storage at customer's warehouse	0-25°C (32°F-77°F)
Storage Conditions	In unbroken packaging - dry and protected from the sun. The product has been formulated for optimal stability. Extended storage or adverse conditions such as higher temperature or higher humidity may lead to a higher dosage requirement.

Safety and Handling Precautions

Enzymes are proteins. Inhalation of dust or aerosols may induce sensitization and may cause allergic reactions in sensitized individuals. Some enzymes may irritate the skin, eyes and mucous membranes upon prolonged contact. The product may create easily inhaled aerosols if splashed or vigorously stirred. Spilled product may dry out and create dust. Spilled material should be flushed away with water. Avoid splashing. Left over material may dry out and create dust. Wear suitable protective clothing, gloves and eye/face protection as prescribed on the warning label. Wash contaminated clothes. A Material Safety Data Sheet is supplied with all products. See the Safety Manual for further information regarding how to handle the product safely.

IV. ANEXO IV. Cálculos

En la presente sección se exponen los datos de partida, los cálculos realizados para diseñar la instalación descrita, y los resultados obtenidos. Cabe anotar que todos los módulos seleccionados tienen una configuración en espiral.

1. Diseño de la instalación.

1.1. FASE 1: RECEPCIÓN DE LA MATERIA PRIMA Y CLARIFICACIÓN DEL VINO BRUTO MEDIANTE MICROFILTRACIÓN.

Para esta etapa se ha seleccionado la membrana en espiral de la casa comercial Synder “Synder LV”, que posee las características indicadas en la Tabla 6.1-3 de la memoria. Se han considerado las condiciones de operación del estudio presentado por [Urkiaga A. et al \(2002\)](#), las cuales se detallan en la [Tabla 6.1-2](#) de la memoria. Se asume que la densidad de flujo de permeado es la indicada en este trabajo ($0,18 \text{ m}^3\text{m}^{-2}\text{h}^{-1}$). Para el volumen a procesar, se ha determinado el tiempo de operación, y los volúmenes y caudales de permeado y rechazo utilizando un solo módulo.

$$VR = \frac{VA}{FRV} = 0,05 \frac{\text{m}^3}{\text{día}} \qquad VP = VA - VR = 15,62 \frac{\text{m}^3}{\text{día}}$$

$$QP_{1 \text{ mód}} = JP \cdot Am_{1 \text{ mód}} = 10,37 \frac{\text{m}^3}{\text{h}} \qquad QR_{1 \text{ mód}} = (QA - QP)_{1 \text{ mód}} = 37,63 \frac{\text{m}^3}{\text{h}}$$

$$t_{op \ 1 \text{ mód}} = \frac{JP}{QP_{1 \text{ mód}}} = 1,51 \text{ h}$$

Para reducir el tiempo de operación en esta fase, y no depender solamente de un módulo de membranas para evitar paradas de operación si se estropea, se decide instalar 2 en paralelo, de manera que las condiciones de operación quedan como se muestra en la [Tabla 6.1-4](#) de la memoria, según los cálculos siguientes.

$$QP = n_{\text{módulos}} \cdot QP_{1 \text{ mód}}$$

$$QA = n_{\text{mód}} \cdot QA_{1 \text{ mód}}$$

$$QR = QA - QP$$

$$t_{op} = \frac{t_{op \ 1 \text{ mód}}}{n_{\text{mód}}}$$

1.2. FASE 2: DESALCOHOLIZACIÓN PARCIAL DEL VINO CLARIFICADO Y CONCENTRACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS, MEDIANTE NANOFILTRACIÓN.

Para realizar el diseño se han considerado membranas a escala industrial para el proceso que trata este proyecto. Se escoge la membrana en espiral de la casa comercial Hydranautics “TriSep NF 8038-XN45-31”, que posee las características indicadas en la **Tabla 6.2-2** de la memoria. Las condiciones de operación y la densidad de flujo de permeado se han tomado del estudio presentado por **Banvolgyi S. et al. (2006)** que se detalla en la memoria.

El volumen de alimento que debe ser tratado diariamente en esta etapa es el permeado de la etapa anterior. Trabajando en las condiciones de operación del mencionado estudio, se asume que la densidad de flujo de permeado es la indicada en el mismo ($0,02 \text{ m}^3/(\text{m}^2 \cdot \text{h})$). Para el volumen a procesar se obtiene el siguiente tiempo de operación, y los volúmenes y caudales de permeado y rechazo utilizando un solo módulo.

$$VR = \frac{VA}{FRV} = 3,90 \frac{\text{m}^3}{\text{día}} \qquad VP = VA - VR = 11,71 \frac{\text{m}^3}{\text{día}}$$

$$QP_{1 \text{ mód}} = JP \cdot Am = 0,66 \frac{\text{m}^3}{\text{hr}} \qquad QR_{1 \text{ mód}} = QA_{1 \text{ mód}} - QP_{1 \text{ mód}} = 22,34 \frac{\text{m}^3}{\text{hr}}$$

$$t_{op \ 1 \text{ mód}} = \frac{JP}{QP_{1 \text{ mód}}} = 17,75 \text{ h}$$

El volumen del depósito de almacenamiento de permeado almacena agua y etanol de la desalcoholización de vino y del permeado de la OI calculada más adelante. Por ello, es en dicho apartado donde se calcula el volumen del mencionado tanque.

Sabiendo que el permeado se compone de agua y etanol con un contenido alcohólico del 14% (V/V), se infiere la cantidad de agua del siguiente modo.

$$V_{EtOH \ P \ NF} = V_{P \ NF \ 1} \cdot 14\% = 1,64 \frac{\text{m}^3}{\text{día}}$$

$$V_{agua \ P \ NF} = V_{P \ NF \ 1} - V_{EtOH \ P \ NF} = 10,07 \frac{\text{m}^3}{\text{día}}$$

Para reducir el tiempo de operación en esta fase, y no depender solamente de un módulo de membranas para evitar paradas de operación si se estropea, se decide instalar 18 en paralelo, de manera que las condiciones de operación quedan como se muestra en la **Tabla 6.2-3** de la memoria.

1.3. FASE 3: DIGESTIÓN ENZIMÁTICA Y EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS MEDIANTE REACTOR ENZIMÁTICO, Y SEPARACIÓN DE FASES MEDIANTE CENTRÍFUGA.

1.3.1. Etapa 1

1.3.1.1. Reactor enzimático

Según los estudios publicados por y Nawaz H. et al. (2006), la relación entre el hollejo a tratar y el disolvente de extracción ha de ser el 20 % de masa seca frente al 80 % en volumen de disolvente, por lo que la cantidad necesaria de disolvente en la primera etapa de digestión y extracción, es:

$$V_{dis\ 1} = \frac{m_{hollejo\ 1}}{20\%} = 33.333,33 \frac{L}{día} = 33,33 \frac{m^3}{día}$$

Para relacionar el volumen con la masa de disolvente necesaria, se ha conocido la densidad de la disolución que, de forma aproximada, se calcula según la expresión publicada en el artículo de Osney et al. (2010), como se muestra a continuación:

$$T = 37\ ^\circ C \qquad x_1 = \%V_{EtOH} = 40\%$$

$$\begin{aligned} \rho_{dis} &= 1.003,98 - 0,3524 \cdot T - 96,7916 \cdot x_1^2 - 100,0610 \cdot x_1 - 1,3996 \cdot T \cdot x_1 + 0,8585 \cdot x_1^2 \cdot T = \\ &= 914,85 \frac{kg}{m^3} \end{aligned}$$

De este modo, la masa de disolvente necesaria es:

$$m_{dis\ 1} = V_{dis\ 1} \cdot \rho_{dis} = 30.494,92 \frac{kg}{día}$$

Conociendo las proporciones deseadas de agua y etanol, y sabiendo la densidad de cada uno de dichos compuestos, se calculan sus masas y volúmenes de la siguiente manera:

$$m_{EtOH\ 1} = 40\% \cdot m_{dis\ 1} = 12.197,97 \frac{kg}{día} \qquad m_{agua\ 1} = 60\% \cdot m_{dis\ 1} = 18.296,95 \frac{kg}{día}$$

$$\rho_{EtOH} = 789,00 \frac{kg}{m^3} \qquad \rho_{agua} = 1.000,00 \frac{kg}{m^3}$$

$$V_{EtOH\ 1} = \frac{m_{EtOH\ 1}}{\rho_{EtOH}} = 15,46 \frac{m^3}{día} \qquad V_{agua\ 1} = \frac{m_{agua\ 1}}{\rho_{agua}} = 18,30 \frac{m^3}{día}$$

$$m_{dis\ 1} = m_{agua} + m_{EtOH} = 30.520,00 \frac{kg}{día}$$

Como ya se tiene agua y etanol del permeado de la NF, solamente se ha de añadir:

$$m_{EtOH\ ad\ 1} = m_{EtOH\ 1} - m_{EtOH\ P\ NF} = 10.904,08 \frac{kg}{día}$$

$$m_{agua\ ad\ 1} = m_{agua\ 1} - m_{agua\ P\ NF} = 19.127,28 \frac{kg}{día}$$

Que, en volumen, es:

$$V_{EtOH\ ad\ 1} = \frac{m_{EtOH\ ad\ 1}}{\rho_{EtOH}} = 13,82 \frac{m^3}{día} \qquad V_{agua\ ad\ 1} = \frac{m_{agua\ ad\ 1}}{\rho_{agua}} = 8,22 \frac{m^3}{día}$$

Necesidades de enzimas 1

Según un estudio publicado por [Tobar et al. \(2005\)](#), para realizar una adecuada digestión enzimática de hollejo de uva mediante celulasas, se debe emplear una cantidad equivalente al 2% en peso de materia seca (Dry Weight o DW). Por ello, se debe hallar dicho peso para conocer la cantidad de enzimas necesaria. Según está publicado en [ECoticias \(2015\)](#), así como en un artículo de [Tsali y Goula \(2018\)](#), la humedad del hollejo se encuentra alrededor del HR = 81,5%, por lo que la materia seca supone el 18,5% restante. Con esta información, seguidamente se presentan los cálculos necesarios para determinar la masa y el volumen de enzimas a emplear.

$$DW_{hollejo\ 1} = m_{hollejo\ 1} \cdot (100\% - HR_{hollejo}) = 1.233,33 \frac{kg}{día}$$

$$\left(m_{humedad\ hollejo} = m_{hollejo} \cdot HR_{hollejo} = 5.433,33 \frac{kg}{día} \right)$$

$$m_{enzimas\ 1} = 2\% \cdot DW_{hollejo\ 1} = 24,67 \frac{kg}{día}$$

Las enzimas que se ha considerado emplear son celulasas que se presentan con el nombre comercial de "Celluclast", cuya densidad es de $\rho_{enzimas} = 1.220\ kg/m^3$, de manera que el volumen de enzimas a utilizar es:

$$V_{enzimas\ 1} = \frac{m_{enzimas\ 1}}{\rho_{enzimas}} = 0,02 \frac{m^3}{día}$$

Necesidades de disolución tampón 1

Según [Brazinha et al. \(2014\)](#), la cantidad de tampón citrato que se debe añadir para mantener un pH adecuado para el correcto funcionamiento de las enzimas es de 3 kg tampón / m³ agua. La densidad de la disolución tampón es de $\rho_{tampón} = 1.665\ kg/m^3$. Con esta información es posible calcular el volumen de tampón citrato necesario, como se muestra a continuación.

$$m_{tampón\ 1} = \frac{3\ kg\ tampón}{m^3\ agua} \cdot V_{agua\ dis\ 1} = 54,89 \frac{kg}{día}$$

$$V_{tampón\ 1} = \frac{m_{tampón\ 1}}{\rho_{tampón}} = 0,03 \frac{m^3}{día}$$

Masas y proporciones 1

Como no se dispone de la densidad de la mezcla, con la suma de las masas de cada componente y considerando que la densidad de la mezcla es la del disolvente, ya que supone el 80% del volumen total, es posible calcular el volumen a procesar en el reactor durante la primera etapa:

$$m_{reactor\ 1} = m_{hollejo} + m_{dis} + m_{enz} + m_{tampón} = 37.241,15 \frac{kg}{día}$$

$$V_{mezcla\ 1} = \frac{m_{reactor\ 1}}{\rho_{disolvente}} = 40,71 \frac{m^3}{día}$$

Las proporciones de cada componente se calculan según se indica a continuación, y se muestran los resultados en la [Tabla 6.3-1](#) y en la [Tabla 6.3-2](#) de la memoria.

$$\% Componente|_{m_{referencia}} = \frac{m_{componente}}{m_{referencia}}$$

1.3.1.2. Centrifuga

La centrifuga Jumbopress de Pialalisi (<http://www.pialalisi.com/es/>) logra un grado de retención del hollejo sólido del 100 %.

Se sabe también que el rendimiento de secado es de, aproximadamente, el 90 %. De este modo, las masas de líquido retenido y escurrido, son:

$$m_{\text{líquido retenido } 1} = m_{\text{líquido } 1} \cdot (100 \% - \eta_{\text{secado}}) = 3.600,78 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

$$m_{\text{líquido escurrido } 1} = m_{\text{líquido } 1} - m_{\text{líquido retenido}} = 32.407,03 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

De forma que las masas totales retenidas y escurridas son:

$$m_{\text{retenida } 1} = m_{\text{sólido retenido}} + m_{\text{líquido retenido } 1} = 4.834,11 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

$$m_{\text{escurrida } 1} = m_{\text{líquido escurrido } 1}$$

Con todos estos datos, siguiendo el procedimiento de cálculo de porcentajes y masas indicado anteriormente, se obtiene la proporción y cantidad de cada fracción de la mezcla en las corrientes retenida y escurrida, las cuales se recogen en la **Tabla 6.3-3** y en la **Tabla 6.3-4** de la memoria, respectivamente.

1.3.2. Etapa 2

1.3.2.1. Reactor enzimático

La corriente recirculada se compone, en parte, de hollejo, que a efectos prácticos se considera como la suma del sólido y el extracto retenido en el mismo, por lo que la masa a procesar es:

$$m_{\text{hollejo } 2} = m_{\text{sólido ret}} + m_{\text{humedad ret}} = 1.776,67 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

Según los requisitos indicados en la etapa 1, las nuevas necesidades de disolvente, enzimas y tampón citrato para el hollejo retenido y recirculado, son las indicadas a continuación en la **Tabla 1.3-1**, teniendo en cuenta que ahora el hollejo posee una humedad de:

$$\% m_{\text{humedad}} = \frac{m_{\text{humedad retenida}}}{m_{\text{hollejo retenido}}} = 11,24 \%$$

Tabla 1.3-1. Masas de disolvente, enzimas y tampón citrato para procesar el hollejo recirculado.

	m disolvente 2	m enzimas 2	m tampón 2
(kg/día)	8.126,90	24,67	14,63

Como la mezcla recirculada ya posee parte de estos compuestos, solamente se debe añadir la masa necesaria de cada uno para alcanzar la cantidad expuesta en la tabla anterior, como se muestra seguidamente:

$$m_{\text{disolvente ad reactor}} = m_{\text{disolvente } 2} - m_{\text{disolvente retenido}} = 5.077,40 \frac{\text{kg}}{\text{día}} = m_{\text{dis ad } 2}$$

$$m_{\text{enzimas ad reactor}} = m_{\text{enzimas } 2} - m_{\text{enzimas retenido}} = 22,20 \frac{\text{kg}}{\text{día}} = m_{\text{enz ad } 2}$$

$$m_{\text{tampón ad reactor}} = m_{\text{tampón 2}} - m_{\text{tampón retenido}} = 9,14 \frac{\text{kg}}{\text{día}} = m_{\text{tampón ad 2}}$$

Con lo que:

$$m_{\text{líquido ad 2}} = m_{\text{disolvente ad 2}} + m_{\text{enzimas ad 2}} + m_{\text{tampón ad 2}} = 5.108,74 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

La composición de agua y etanol del disolvente sigue teniendo que ser (60/40) en masa, respectivamente, por lo que se calculan sus masas y volúmenes como en la primera etapa:

$$m_{\text{EtOH 2}} = 40\% \cdot m_{\text{dis 2}} = 3.250, \frac{\text{kg}}{\text{día}} \quad m_{\text{agua 2}} = 60\% \cdot m_{\text{dis 2}} = 4.876,14 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

$$V_{\text{EtOH 2}} = \frac{m_{\text{EtOH 2}}}{\rho_{\text{EtOH}}} = 4,12 \frac{\text{m}^3}{\text{día}} \quad V_{\text{agua 2}} = \frac{m_{\text{agua 2}}}{\rho_{\text{agua}}} = 4,88 \frac{\text{m}^3}{\text{día}}$$

Como ya se tiene agua y etanol retenido en la centrifugación, solamente se ha de añadir:

$$m_{\text{EtOH ad 2}} = m_{\text{EtOH 2}} - m_{\text{EtOH ret}} = 2.030,96 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

$$m_{\text{agua ad 2}} = m_{\text{agua 2}} - m_{\text{agua ret}} = 3.046,44 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

Que, en volumen, es:

$$V_{\text{EtOH ad 2}} = \frac{m_{\text{EtOH ad 2}}}{\rho_{\text{EtOH}}} = 2,57 \frac{\text{m}^3}{\text{día}} \quad V_{\text{agua ad 2}} = \frac{m_{\text{agua ad 2}}}{\rho_{\text{agua}}} = 3,05 \frac{\text{m}^3}{\text{día}}$$

Con esto, la masa de líquido presente en la segunda etapa del reactor es:

$$m_{\text{líq 2}} = m_{\text{líq ret}} + m_{\text{líq ad 2}} = 8.709,53 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

Conociendo todos los datos calculados, se puede obtener la masa de la mezcla en esta segunda etapa:

$$m_{\text{mezcla 2}} = m_{\text{sólido ret}} + m_{\text{líq 2}} = 9.942,86 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

Las proporciones de cada componente se calculan según se indica en la etapa 1, y se muestran los resultados en la [Tabla 6.3-5](#) y en la [Tabla 6.3-6](#) de la memoria.

1.3.2.2. Centrifuga

Según lo indicado en la etapa 1, en esta segunda etapa las masas de sólido retenido y escurrido, son:

$$m_{\text{líquido retenido 2}} = m_{\text{líquido 2}} \cdot (100\% - \eta_{\text{secado}}) = 870,95 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

$$m_{\text{líquido escurrido 2}} = m_{\text{líquido 2}} - m_{\text{líquido retenido 2}} = 7.838,57 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

De forma que las masas totales retenidas y no retenidas son:

$$m_{\text{retenido } 2} = m_{\text{sólido retenido } 2} + m_{\text{líquido retenido } 2} = 2.104,29 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

$$m_{\text{escurrido } 2} = m_{\text{líquido escurrido } 2}$$

Con todos estos datos, siguiendo el procedimiento de cálculo de porcentajes y volúmenes indicado anteriormente, se obtiene la proporción y cantidad de cada fracción de la mezcla en las corrientes retenida y escurrida, las cuales se muestran en la [Tabla 6.3-7](#) y en la [Tabla 6.3-8](#) de la memoria, respectivamente.

1.4. FASE 4: PURIFICACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS, Y RECUPERACIÓN DE ENZIMAS Y DISOLVENTE MEDIANTE DIA-NANOFILTRACIÓN.

El volumen de alimento en esta etapa es el escurrido de la etapa anterior. Trabajando en las condiciones de operación que se indican en la [Tabla 6.4-1](#) de la memoria, se asume una densidad de flujo de permeado promedio de $4 \cdot 10^{-3} \text{ m}^3/(\text{m}^2 \cdot \text{h})$. Para el volumen a procesar se obtiene el siguiente tiempo de operación, y los volúmenes y caudales de permeado y rechazo utilizando seis módulos en serie.

$$VP_{6 \text{ mód}} = V_{\text{disolvente diaNF}} = 87,98 \frac{\text{m}^3}{\text{día}} \quad VR_{6 \text{ mód}} = VA - VP = 43,99 \frac{\text{m}^3}{\text{día}}$$

$$QP_{6 \text{ mód}} = JP \cdot Am_{6 \text{ mód}} = 0,58 \frac{\text{m}^3}{\text{h}} \quad QR_{6 \text{ mód}} = QA_{6 \text{ mód}} - QP_{6 \text{ mód}} = 6,92 \frac{\text{m}^3}{\text{h}}$$

$$t_{op \ 6 \text{ mód}} = \frac{JP}{QP_{6 \text{ mód}}} = 152,75 \text{ h}$$

Para reducir el tiempo de operación en esta fase, y no depender solamente de una membrana para evitar paradas de operación si se estropea, se decide instalar 96 (16 en paralelo x 6 en serie), de manera que las condiciones de operación quedan como se muestra en la [Tabla 6.4-2](#) de la memoria.

Teniendo en cuenta el rechazo a los diferentes tipos de compuestos fenólicos que se muestra en la [Tabla 6.4-3](#) de la memoria, es posible calcular la composición de las corrientes de rechazo y permeado.

La concentración de compuestos fenólicos en la corriente de rechazo se calcula según la ecuación siguiente ([Syed et al., 2017](#)):

$$C_R = C_{A_i}(t) = C_{A_i}(t=0) \cdot e^{-D \cdot (1-R_i)}$$

Siendo:

C_R: Concentración en el rechazo.

C_{A_i}(t): Concentración de un componente en el alimento a un tiempo t>0.

C_{A_i}(t=0): Concentración de un componente en el alimento a tiempo t=0.

D: Coeficiente de diafiltración (volumen de disolvente añadido / volumen de alimento).

R_i: Coeficiente de rechazo de la membrana a un compuesto.

Los resultados se encuentran expuestos en la [Tabla 6.4-4](#) de la memoria.

Para hallar la masa de cada compuesto en la corriente de permeado, se ha de realizar el siguiente balance de materia empleando la masa de dichos compuestos:

$$m_P = m_A - m_R$$

La masa de los compuestos se obtiene del siguiente modo:

$$m_{componente} = C_{componente} \cdot V_{mezcla}$$

Así, la composición de alimento de esta etapa se puede considerar como se muestra en la [Tabla 6.4-7](#) de la memoria.

En el rechazo y en el permeado de esta operación se tiene la composición mostrada en la [Tabla 6.4-8](#) y en la [Tabla 6.4-9](#) de la memoria, respectivamente.

La humedad del hollejo está compuesta principalmente por agua, seguida de polifenoles, azúcares, etc. Se ha considerado que toda esta humedad corresponde a agua, la cual se mezcla con el disolvente, por lo que este, queda algo diluido, como se muestra a continuación:

$$m_{agua\ hollejo\ escurrido\ T} = m_{humedad\ escurrido\ T} - m_{fenoles\ escurrido\ T} = 1.731,30 \frac{kg}{día}$$

$$m_{disolvente\ diluido} = m_{disolvente\ escurrido\ T} + m_{agua\ hollejo\ escurrido\ T} = 36.490,94 \frac{kg}{día}$$

$$m_{EtOH\ disolvente\ escurrido} = V_{dis\ esc} \cdot 40\% = 13.903,86 \frac{kg}{día}$$

$$m_{agua\ disolvente\ escurrido} = V_{dis\ esc} \cdot 60\% = 20.855,78 \frac{kg}{día}$$

$$m_{EtOH\ disolvente\ diluido} = m_{EtOH\ dis\ esc}$$

$$m_{agua\ disolvente\ diluido} = m_{agua\ dis\ esc} + m_{agua\ hollejo} = 22.587,08 \frac{kg}{día}$$

$$m_{dis\ diluido} = m_{agua\ dis\ diluido} + m_{EtOH\ dis\ escurrido} = 36.490,94 \frac{kg}{día}$$

$$\% EtOH_{disolvente\ diluido} = \frac{m_{EtOH\ dis\ escurrido}}{m_{dis\ diluido}} = 38,10\%$$

Para reutilizar el disolvente, se le ha de añadir etanol hasta alcanzar una concentración másica del 40%, como se muestra a continuación.

Inicialmente, se compara la masa de disolvente rechazado y almacenado en la diaNF frente a la necesaria en el reactor enzimático:

$$Diferencia\ de\ masas = mR_{dis\ diaNF} - m_{dis\ reactor\ 1} = 6.588,97 \frac{kg}{día}$$

En el proceso de diaNF se obtiene más disolvente del necesario, por lo que se decide emplear módulos de OI para eliminar el excedente. En este balance de materia se ha de tener en cuenta que el volumen de disolvente recirculado ha de ser el necesario una vez añadido el etanol requerido para recuperar una concentración del 40% en masa del disolvente.

Para llevar a cabo dicha OI, se sigue lo indicado en el citado estudio publicado por Syed et al (2017), en el que se alcanza un FRV = 10. Aunque en este caso el FRV será el necesario para reducir el volumen del rechazo hasta alcanzar el valor necesario.

El volumen de alimento en esta etapa es el rechazo de la etapa de diaNF.

Se procede al cálculo del volumen de disolvente que resulta necesario separar en el permeado.

Se tiene:

$$mR_{EtOH \text{ diaNF}} = mR_{dis \text{ diaNF}} \cdot \%EtOH_{dis \text{ diluido}} = 14.129,78 \frac{kg}{día}$$

$$mR_{agua \text{ diaNF}} = mR_{dis \text{ diaNF}} - mR_{EtOH \text{ diaNF}} = 22.954,11 \frac{kg}{día}$$

$$mR_{no \text{ disolvente}} = mR_{diaNF} - mR_{dis \text{ diaNF}} = 3.161,72 \frac{kg}{día}$$

Se necesita:

$$mR_{dis \text{ necesario OI}} = m_{dis \text{ reactor 1}} = 30.494,92 \frac{kg}{día}$$

$$\%EtOH_{necesario OI} = 40 \%$$

$$mR_{EtOH \text{ necesario OI}} = mR_{dis \text{ necesario OI}} \cdot \%EtOH_{necesario OI} = 12.197,97 \frac{kg}{día}$$

$$mR_{agua \text{ necesario OI}} = mR_{dis \text{ necesario OI}} - mR_{EtOH \text{ necesario OI}} = 18.296,95 \frac{kg}{día}$$

$$mR_{necesario OI} = mR_{no \text{ disolvente}} + mR_{dis \text{ necesario OI}} = 33.656,64 \frac{kg}{día}$$

Como sólo se añade etanol, se ha de obtener un rechazo que contenga la cantidad de agua indicada. Con esto, es posible conocer la cantidad de etanol obtenida en el rechazo y, por ende, en el permeado. De este modo, se obtiene:

$$\%EtOH_{obtenido OI} = \%EtOH_{diaNF} = 38,10 \%$$

$$\%Agua_{obtenido OI} = 100\% - \%EtOH_{obtenido OI} = 61,90 \%$$

$$mR_{OI \text{ agua}} = mR_{OI \text{ agua necesaria}}$$

$$mR_{EtOH \text{ obtenido OI}} = mR_{agua \text{ OI}} \cdot \frac{\%EtOH_{obtenido OI}}{\%Agua_{obtenido OI}} = 12.197,97 \frac{kg}{día}$$

$$mR_{EtOH \text{ ad OI}} = mR_{EtOH \text{ necesario OI}} - mR_{EtOH \text{ obtenido OI}} = 934,97 \frac{kg}{día}$$

Finalmente, siendo el permeado la diferencia entre el alimento y el rechazo, y conociendo la proporción EtOH-agua, se puede calcular la cantidad obtenida de cada componente en el permeado, así como la cantidad de EtOH a añadir para llegar al 40% de masa en el disolvente.

$$mP_{OI} = mR_{diaNF} - mR_{OI \text{ necesaria}} = 7.523,94 \frac{kg}{día}$$

Como todo el permeado es disolvente y sus proporciones son conocidas, se sabe que:

$$mP_{EtOH \text{ OI}} = mP_{OI} \cdot \%EtOH_{OI \text{ obtenido}} = 2.866,79 \frac{kg}{día}$$

$$mP_{\text{agua OI}} = mP_{\text{OI}} - mP_{\text{EtOH OI}} = 4.657,15 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

Para que el agua suponga un 60% del disolvente, la masa de disolvente debe ser:

$$mP_{\text{OI necesaria}} = \frac{mP_{\text{agua OI}}}{\% \text{Agua}_{\text{P OI necesario}}} = 7.761,92 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

Por lo que la cantidad de etanol a añadir es:

$$mP_{\text{EtOH ad}} = mP_{\text{OI necesaria}} - mP_{\text{OI}} = 237,98 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

Trabajando en las condiciones de operación que se indican en la **Tabla 6.4-10** de la memoria, para el volumen a procesar (43,99 m³), con el caudal de alimento (6,84 m³/h) y con el FRV deseado (1,20), se obtiene el siguiente tiempo de operación, utilizando un solo módulo.

$$QP_{1 \text{ mód}} = JP \cdot Am_{1 \text{ mód}} = 0,44 \frac{\text{m}^3}{\text{h}} \quad QR_{1 \text{ mód}} = QA_{1 \text{ mód}} - QP_{1 \text{ mód}} = 6,40 \frac{\text{m}^3}{\text{h}}$$

$$t_{op \ 1 \text{ mód}} = \frac{JP}{QP_{1 \text{ mód}}} = 16,31 \text{ h}$$

Para reducir el tiempo de operación en esta fase, y no depender solamente de una membrana para evitar paradas de operación si se estropea, se decide instalar 6 módulos en paralelo. En la **Tabla 6.4-12** de la memoria se muestran los resultados correspondientes.

1.5. FASE 5: CONCENTRACIÓN DEL EXTRACTO FENÓLICO Y RECUPERACIÓN DE DISOLVENTE MEDIANTE ÓSMOSIS INVERSA.

Para llevar a cabo esta operación, se sigue lo indicado en el estudio publicado por **Syed et al (2017)**, en el que se alcanza un FRV = 10. El volumen de alimento en esta etapa es el permeado de la etapa de diaNF. Las condiciones de operación empleadas son las mismas que las expuestas en la OI del rechazo de la diaNF. Asumiendo la densidad de flujo de permeado indicada en el mencionado estudio (0,013 m³/(m²·h)), para el volumen a procesar se obtiene el siguiente tiempo de operación, y los volúmenes y caudales de permeado y rechazo utilizando 6 módulos en serie.

$$VR_{1 \text{ mód}} = \frac{VA_{1 \text{ mód}}}{FRV} = 8,80 \frac{\text{m}^3}{\text{día}} \quad VP_{1 \text{ mód}} = VA_{1 \text{ mód}} - VR_{1 \text{ mód}} = 79,18 \frac{\text{m}^3}{\text{día}}$$

$$QP_{1 \text{ mód}} = JP \cdot Am_{1 \text{ mód}} = 2,65 \frac{\text{m}^3}{\text{h}} \quad QR_{1 \text{ mód}} = QA_{1 \text{ mód}} - QP_{1 \text{ mód}} = 4,19 \frac{\text{m}^3}{\text{h}}$$

$$t_{op \ 1 \text{ mód}} = \frac{JP}{QP_{1 \text{ mód}}} = 29,89 \text{ h}$$

Para reducir el tiempo de operación en esta fase, y no depender solamente de un tubo de presión y para evitar paradas de operación si este se estropea, se decide instalar 9 tubos de presión en paralelo, de manera que se obtienen los resultados que se muestran en la **Tabla 6.5-1** de la memoria

Con esta información, se conoce que todo el volumen de permeado es disolvente, el cual se recircula para ser empleado en la siguiente tanda. A dicho disolvente, sin embargo, se le ha de añadir etanol hasta alcanzar una concentración másica del 40%, de manera que la cantidad necesaria es:

$$m_{P_{OI}} = \frac{V_{P_{OI}}}{\rho_{\text{disolvente diluido}}} = 72.442,09 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

Como todo el permeado es disolvente y sus proporciones son conocidas, se sabe que:

$$m_{\text{agua } P_{OI}} = m_{P_{OI}} \cdot \% \text{agua}_{OI \text{ obtenido}} = 44.840,05 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

$$m_{P_{EtOH \text{ obtenido } OI}} = m_{P_{OI}} - m_{\text{agua } P_{OI}} = 27.602,04 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

Para que el agua suponga un 60% del disolvente, la masa de disolvente debe ser:

$$m_{P_{OI \text{ necesaria}}} = \frac{m_{P_{\text{agua } OI}}}{\% \text{Agua}_{P_{OI \text{ necesario}}}} = 74.733,42 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

Por lo que la cantidad de etanol a añadir es:

$$m_{P_{EtOH \text{ ad } P_{OI}}} = m_{P_{OI \text{ necesaria}}} - m_{P_{OI}} = 2.291,33 \frac{\text{kg}}{\text{día}}$$

2. Dimensionado del diámetro de las conducciones.

En este apartado se exponen los cálculos para la selección de las Conducciones.

Se conoce que la velocidad máxima que suele ser adecuada en el trasiego de fluidos a través de tuberías llenas, es de 2 m/s (Espert V. et al, 2018), y la recomendada para tener margen de seguridad, es de 1,5 m/s. En base a ello, se dimensionan los diámetros de las tuberías de alimentación del siguiente modo:

$$A = \frac{Q}{v} = \pi \cdot \frac{D^2}{4} \rightarrow D = \sqrt{\frac{4 \cdot Q}{\pi \cdot v}}$$

Con esto, se escoge un diámetro comercial que cumpla de la forma más aproximada las condiciones de operación requeridas, incluida la presión en los casos de los módulos de membranas, tanto en el alimento como en el rechazo.

Se escogen tuberías de la casa Hastinik.

2.1. CONDUCCIONES DE LA ETAPA 1: PROCESO DE MICROFILTRACIÓN.

2.1.1. Tuberías de alimento a la bomba de recirculación y a los módulos de membranas de microfiltración, así como de su recirculación de seguridad.

En la **Tabla 2.1-1** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal recomendado para la membrana según el fabricante, y para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.1-1. Diámetro preliminar de la tubería de alimento a un tubo de presión de la estación de microfiltración.

nº tubos de presión	QA	A tub preliminar	D tub preliminar
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
1	48	0,01	0,106

El Diámetro Nominal (DN) es el indicado en la **Tabla 2.1-2**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.1-2. Diámetro nominal de la tubería de alimento a un tubo de presión de la estación de microfiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(\varnothing)	(\varnothing^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
1	0,104	0,01	1,57

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de la tubería de alimentación a toda la estación de MF, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de alimento, como se expone en la **Tabla 2.1-3**.

Tabla 2.1-3. Diámetro preliminar de la tubería de alimento a toda la estación de microfiltración.

nº tubos de presión	QA	A tub preliminar	D tub preliminar
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
2	96	0,02	0,150

El DN es el indicado en la **Tabla 2.1-4**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.1-4. Diámetro nominal de la tubería de alimento a toda la estación de microfiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tub MF Total	v tub MF Total
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
2	0,154	0,02	1,43

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.1.2. Tuberías de recolección del rechazo de la etapa de microfiltración.

En la **Tabla 2.1-5** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal de rechazo para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.1-5. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del rechazo de un tubo de presión de la estación de microfiltración.

nº tubos de presión	QR	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
1	37,63	0,01	0,094

El DN es el indicado en la **Tabla 2.1-6**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.1-6. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de un tubo de presión de la estación de microfiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,0889	0,01	1,68

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de la tubería de rechazo de toda la estación de MF, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de rechazo, como se expone en la **Tabla 2.1-7**.

Tabla 2.1-7. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del rechazo de toda la estación de microfiltración.

nº tubos de presión	QR MF	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	($\frac{m^3}{h}$)	(m ²)	(m)
2	75,27	0,01	0,133

El DN es el indicado en la **Tabla 2.1-8**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.1-8. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de toda la estación de microfiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tub MF Total	v tub MF Total
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
2	0,129	0,01	1,60

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.1.3. Tubería de recirculación a los módulos de membranas de la etapa de microfiltración

Se recircula a las membranas el 80% del caudal de rechazo (Cuartas B., Álvarez S., 2018), como se muestra en la **Tabla 2.1-9**.

Tabla 2.1-9. Caudal recirculado a la estación de microfiltración.

% V recirculado	Q recirculado
(%)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$
80%	60,21

En la **Tabla 2.1-10** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal de rechazo para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.1-10. Diámetro preliminar de la tubería de recirculación a la estación de microfiltración.

A tub preliminar.	D tub preliminar.
(m^2)	(m)
0,01	0,119

El DN es el indicado en la **Tabla 2.1-11**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.1-11. Diámetro nominal de la tubería de recirculación a la estación de microfiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
0,1143	0,01	1,63

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.1.4. Tubería de recirculación al tanque de alimento de la etapa de microfiltración

Se recircula al tanque de alimento el 20% del caudal de rechazo, como se muestra en la **Tabla 2.1-12**.

Tabla 2.1-12. Caudal recirculado al tanque de alimento de la estación de microfiltración.

% V recirculado	Q recirculado
(%)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$
20%	15,05

En la **Tabla 2.1-13** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal de rechazo para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.1-13. Diámetro preliminar de la tubería de recirculación al tanque de alimento de la estación de microfiltración.

A tub prelim.	D tub prelim.
(m^2)	(m)
0,003	0,060

El DN es el indicado en la **Tabla 2.1-14**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.1-14. Diámetro nominal de la tubería de recirculación al tanque de alimento de la estación de microfiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
0,0603	0,003	1,46

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.1.5. Tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alimentación, así como de su recirculación de seguridad, de la etapa de microfiltración.

En la **Tabla 2.1-15** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal recomendado para la membrana según el fabricante, y para la velocidad deseada (1,5 m/s). Es el mismo caudal que el recirculado al tanque.

Tabla 2.1-15. Diámetro preliminar de la tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alimentación de la estación de microfiltración, así como de su recirculación de seguridad.

Qb alta p	A tub preliminar.	D tub preliminar.
$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
15,05	0,003	0,060

El DN es el indicado en la **Tabla 2.1-16**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.1-16. Diámetro nominal de la tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alimentación de la estación de microfiltración, así como de su recirculación de seguridad, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
0,0603	0,003	1,46

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.1.6. Tuberías de recolección del permeado de la etapa de microfiltración.

En la **Tabla 2.1-17** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal de permeado de la membrana, y para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.1-17. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del permeado de un tubo de presión de microfiltración.

nº tubos de presión	QP	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
1	10,37	0,002	0,049

El DN es el indicado en la **Tabla 2.1-18**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.1-18. Diámetro nominal de la tubería de recolección del permeado de un tubo de presión de microfiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
1	0,0483	0,002	1,57

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Debido a que, como se observa en el apartado de la NF, para que la velocidad de trasiego en la alimentación de la NF sea adecuada, el permeado de la MF se separa en tantos tanques como tubos de presión (2), es innecesario unir los permeados.

Así, se ahorra una válvula de 3 vías y cambios de diámetro para que la velocidad de trasiego sea adecuada.

2.2. CONDUCCIONES DE LA ETAPA 2: PROCESO DE NANOFILTRACIÓN.

2.2.1. Tuberías de alimento a la bomba de recirculación y a los módulos de membranas de nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad.

En la **Tabla 2.2-1** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal recomendado para la membrana según el fabricante, y para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.2-1. Diámetro preliminar de la tubería de alimento a un tubo de presión de nanofiltración.

nº tubos de presión	QA 1 tubo	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
1	23	0,004	0,07

El DN más cercano que soporta los 20 bar aplicados en esta operación es el indicado en la **Tabla 2.2-2**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.2-2. Diámetro nominal de la tubería de alimento a un tubo de presión de nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº memb	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
1	0,07	0,004	1,66

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de alimentación a toda la estación de NF, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de la estación, como se expone en la **Tabla 2.2-3**.

Tabla 2.2-3. Diámetro preliminar de la tubería de alimento a toda la instalación de nanofiltración.

nº tubos de presión	QA NF Total	v preliminar.	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	$\left(\frac{m}{s}\right)$	(m^2)	(m)
18	414,00	1,50	0,08	0,31

Debido a que la casa comercial Hastinik no posee tuberías con un diámetro tan grande como el calculado y las características resistentes deseadas, se decide dividir la alimentación en dos grupos de 9 membranas. En este caso, los datos quedan como se muestra en la **Tabla 2.2-4**.

Tabla 2.2-4. Diámetro preliminar de la tubería de alimento a la mitad de la instalación de nanofiltración.

nº tubos de presión	½ QA NF Total	v preliminar.	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	$\left(\frac{m}{s}\right)$	(m^2)	(m)
9	207,00	1,50	0,04	0,22

El DN más cercano que soporta los 20 bar de presión es el indicado en la **Tabla 2.2-5**, que conlleva la velocidad mostrada en la misma.

Tabla 2.2-5. Diámetro nominal de la tubería de alimento a la mitad de la estación de nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tub NF dividida	v tub NF dividida
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
9	0,2191	0,04	1,53

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.2.2. Tuberías de recolección del rechazo de la etapa de nanofiltración.

En la **Tabla 2.2-6** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal de rechazo para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.2-6. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del rechazo de un tubo de presión de la estación de nanofiltración.

nº tubos de presión	QR 1 tubo	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
1	22,34	0,004	0,073

El DN más cercano que soporta los 20 bar aplicados en esta operación es el indicado en **Tabla 2.2-7**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.2-7. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de un tubo de presión de la estación de nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
1	0,07	0,004	1,61

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de recolección del rechazo la mitad de la estación de NF, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de los mismos, como se expone en la **Tabla 2.2-8**.

Tabla 2.2-8. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del rechazo de la mitad de la estación de nanofiltración.

nº tubos de presión	½ QR Total	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
9	201,06	0,037	0,218

El DN más cercano que soporta los 20 bar aplicados en esta operación es el indicado en la [Tabla 2.2-9](#), que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.2-9. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de la mitad de la estación de nanofiltración, así como la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tub NF dividida	v tub NF dividida
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
9	0,2191	0,0377	1,48

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de recolección del rechazo de toda la estación de NF, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de las mismas, como se expone en la [Tabla 2.2-10](#).

Tabla 2.2-10. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del rechazo de toda la estación de nanofiltración.

nº tubos de presión	QR Total	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	($\frac{m^3}{h}$)	(m ²)	(m)
18	402,12	0,07	0,308

El DN más cercano que soporta los 20 bar aplicados en esta operación es el indicado en la [Tabla 2.2-11](#), que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.2-11. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de toda la estación de nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tub NF	v tub NF
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
18	0,273	0,059	1,91

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Aunque la velocidad está cerca de la máxima recomendada, no llega a ser un problema, sobre todo teniendo en cuenta que este tramo se emplea sin aplicar presión, puesto que este tramo solamente se emplea en la limpieza, cuando la presión es baja. Es el que se dirige al tanque de almacenamiento de residuo.

2.2.3. Tubería de recirculación a los módulos de membranas de la etapa de nanofiltración

Se recircula a las membranas el 80% del caudal de rechazo, como se muestra en la **Tabla 2.2-12**.

Tabla 2.2-12. Caudal recirculado a la estación de nanofiltración.

% V recirculado	Q recirculado
(%)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$
80%	160,85

En la **Tabla 2.2-13** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal de rechazo para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.2-13. Diámetro preliminar de la tubería de recirculación a la estación de nanofiltración.

A tub preliminar.	D tub preliminar.
(m^2)	(m)
0,03	0,195

El DN es el indicado en la **Tabla 2.2-14**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.2-14. Diámetro nominal de la tubería de recirculación a la estación de nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
0,206	0,03	1,34

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.2.4. Tubería de recirculación al tanque de alimento de la etapa de nanofiltración

Se recircula al tanque de alimento el 20% del caudal de rechazo, como se muestra en la [Tabla 2.2-15](#).

Tabla 2.2-15. Caudal recirculado al tanque de alimento de la estación de nanofiltración.

% V recirculado	Q recirculado
(%)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$
20%	40,21

En la [Tabla 2.2-16](#) se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal de rechazo para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.2-16. Diámetro preliminar de la tubería de recirculación al tanque de alimento de la estación de nanofiltración.

A tub preliminar.	D tub preliminar.
(m^2)	(m)
0,007	0,097

El DN es el indicado en la [Tabla 2.2-17](#), que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.2-17. Diámetro nominal de la tubería de recirculación al tanque de alimento de la nanofiltración y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
0,1016	0,008	1,38

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.2.5. Tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión, así como de su recirculación de seguridad, de la etapa de nanofiltración.

En la **Tabla 2.2-18** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal recomendado para la membrana según el fabricante, y para la velocidad deseada (1,5 m/s). Es el mismo caudal que el recirculado al tanque.

Tabla 2.2-18. Diámetro preliminar de la tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión de la estación de nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad.

Qb alta p	A tub preliminar	D tub prelim.
$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
40,21	0,007	0,097

El DN es el indicado en la **Tabla 2.2-19**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.2-19. Diámetro nominal de la tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión de la estación de nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
0,1016	0,008	1,38

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.2.6. Tuberías de recolección del permeado de la etapa de nanofiltración.

En la **Tabla 2.2-20** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal de permeado para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.2-20. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del permeado de un tubo de presión de nanofiltración.

nº tubos de presión	QP 1 tubo	A tub preliminar	D tub preliminar.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
1	0,66	0,0001	0,012

El DN más cercano que soporta los 20 bar aplicados en esta operación es el indicado en la **Tabla 2.2-21**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.2-21. Diámetro nominal de la tubería de recolección del permeado de un tubo de presión de nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
1	0,015	0,0002	1,04

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de recolección del permeado de la mitad de la estación de NF, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de los mismos, como se expone en la **Tabla 2.2-22**.

Tabla 2.2-22. Diámetro preliminar de la tubería recolección del permeado de la mitad de la estación de nanofiltración.

nº tubos de presión	½ QP total	A tub preliminar	D tub preliminar.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
9	5,94	0,0011	0,037

El DN más cercano que soporta los 20 bar aplicados en esta operación es el indicado en la [Tabla 2.2-23](#), que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.2-23. Diámetro nominal de la tubería de recolección del permeado de la mitad de la estación de nanofiltración, así como la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tub NF dividida	v tub NF dividida
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
9	0,038	0,0011	1,45

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de recolección del permeado de toda la estación de NF, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de las mismas, como se expone en la [Tabla 2.2-24](#).

Tabla 2.2-24. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del permeado de toda la estación de nanofiltración.

nº tubos de presión	QP Total	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	($\frac{m^3}{h}$)	(m ²)	(m)
18	11,88	0,002	0,053

El DN más cercano que soporta los 20 bar aplicados en esta operación es el indicado en la [Tabla 2.2-25](#), que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.2-25. Diámetro nominal de la tubería de recolección del permeado de toda la estación de nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tub NF	v tub
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
18	0,053	0,002	1,50

2.3. CONDUCCIONES DE LA ETAPA 3: REACTOR Y CENTRÍFUGA.

Para el llenado de estos elementos no se requiere presión, simplemente un caudal elevado para que el llenado se haga en poco tiempo. Por ello, se selecciona un diámetro de tubería que soporte la baja presión de la bomba seleccionada (indicada en el apartado correspondiente), y que la velocidad asociada se encuentre alrededor de la recomendada o, como máximo, por debajo de 2 m/s.

2.3.1. Reactor

En cuanto al reactor, el DN de tubería seleccionado del catálogo de Hastinik que soporta la presión ejercida por el modelo de bomba seleccionada para el llenado desde cada tanque, para que con el caudal seleccionado la velocidad de trasiego sea adecuada, se indica en la **Tabla 2.3-1**.

Tabla 2.3-1. Diámetro nominal de las tuberías de alimento al reactor, caudal empleado y velocidad obtenida.

DN	A	Q	v
(m)	(m ²)	($\frac{m^3}{h}$)	($\frac{m}{s}$)
0,273	0,06	275	1,31

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

En estas condiciones, se introduce la materia correspondiente desde cada tanque: hollejo, disolvente y rechazo de la OI del rechazo de la diaNF.

2.3.2. Centrifuga

En cuanto a la centrifuga, se debe seleccionar una tubería que soporte las condiciones de operación de la bomba escogida en función de los requisitos de llenado de la centrifuga seleccionada (se indica en el **Apartado 6.3.2**).

Así, sabiendo que la Jumbopress de Pieralisi es capaz de procesar 40 Tm en 1 h, y que la masa a centrifugar es de 37,24 Tm (**Tabla 6.3-2** de la memoria), se sabe que el tiempo de operación es:

$$t_{op\ centrifuga} = \frac{37,27\ Tm}{40\ Tm} \cdot 1\ hr = 0,93\ hr$$

Y conociendo que el volumen de la mezcla es de 40,74 m³, se puede calcular el caudal de entrada adecuado para esta operación del siguiente modo:

$$Q_{A\ centrifuga} = \frac{V_{mezcla}}{t_{op\ centrifuga}} = 43,72\ \frac{m^3}{hr}$$

Con esta información, para que la velocidad de circulación sea de 1,5 m/s, se escoge un diámetro de tubería preliminar de:

$$A_{A \text{ centrifuga preliminar}} = \frac{Q_{A \text{ centrifuga}}}{v_{A \text{ centrifuga}}} = 0,01 \text{ m}^2$$

$$D_{A \text{ centrifuga preliminar}} = \sqrt{\frac{4 \cdot A_{A \text{ centrifuga preliminar}}}{\pi}} = 0,10 \text{ m}$$

De modo que el DN adecuado para estas condiciones de funcionamiento es el indicado en la **Tabla 2.3-2**, con el que la velocidad de circulación finalmente queda como se expone.

Tabla 2.3-2. Caudal requerido en la centrífuga, diámetro nominal seleccionado y velocidad obtenida.

Q	DN	A	v
$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m)	(m ²)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
43,72	0,1016	0,01	1,50

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.4. CONDUCCIONES DE LA ETAPA 4: PROCESO DE DIA-NANOFILTRACIÓN.

2.4.1. Tuberías de alimento a la bomba de recirculación y a los módulos de membranas de dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad.

En la **Tabla 2.4-1** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal recomendado para la membrana según el fabricante, y para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.4-1. Diámetro preliminar de la tubería de alimento a un tubo de presión de la estación de dia-nanofiltración.

Nº tubos de presión	QA 1 tubo	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m ²)	(m)
1	7,50	0,001	0,042

El DN es el indicado en la **Tabla 2.4-2**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.4-2. Diámetro nominal de la tubería de alimento a una membrana de dia-nanofiltración y la velocidad de paso correspondiente.

Nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,0424	0,001	1,48

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de alimentación a todas las membranas, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de las 16 membranas, como se expone en la **Tabla 2.4-3**.

Tabla 2.4-3. Diámetro preliminar de la tubería de alimento a toda la estación de dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	QA total	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	($\frac{m^3}{h}$)	(m ²)	(m)
16	120	0,022	0,168

El DN es el indicado en la **Tabla 2.4-4**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.4-4. Diámetro nominal de la tubería de alimento a toda la estación de dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

Nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
16	0,1683	0,022	1,50

Se observa en la tabla anterior que la velocidad es la recomendada, por lo que es adecuado.

2.4.2. Tuberías de recolección del rechazo de la etapa de membranas de dia-nanofiltración.

En la **Tabla 2.4-5** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal de rechazo para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.4-5. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del rechazo de un tubo de presión de la estación de dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	QR 1 tubo	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
1	6,92	0,001	0,040

El DN es el indicado en la **Tabla 2.4-6**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.4-6. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de un tubo de presión de la estación de dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
1	0,04	0,001	1,53

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de rechazo de toda la estación de diaNF, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de rechazo, como se expone en la **Tabla 2.4-7**.

Tabla 2.4-7. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del rechazo de toda la estación de dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	QR Total	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
16	110,78	0,021	0,162

El DN es el indicado en la **Tabla 2.4-8**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.4-8. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de toda la estación de dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tub Total	V tub Total
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
16	0,156	0,019	1,61

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Debido a que la posterior OI requiere tuberías de bajo DN para resistir los 50 bar que se aplican, con el fin de evitar velocidades de paso demasiado elevadas, se divide la corriente de rechazo de la diaNF en 2 tanques, que alimentarán dos estaciones de membranas de OI.

De este modo, se calcula el diámetro necesario para las tuberías que solamente trasiegan la mitad de este caudal. En la **Tabla 2.4-9** se presenta el diámetro preliminar.

Tabla 2.4-9. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del rechazo de la mitad del caudal de las membranas de dia-nanofiltración.

½ QR Total	A tub prelim.	D tub prelim.
($\frac{m^3}{h}$)	(m ²)	(m)
55,39	0,010	0,114

El DN más cercano al calculado, con su correspondiente velocidad, se muestra en la **Tabla 2.4-10**.

Tabla 2.4-10. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de la mitad del caudal de las membranas de dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tub MF Total	V tub MF Total
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,114	0,010	1,51

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.4.3. Tubería de recirculación a los módulos de membranas de la etapa de dia-nanofiltración

Se recircula a las membranas el 80% del caudal de rechazo, como se muestra en la **Tabla 2.4-11**.

Tabla 2.4-11. Caudal recirculado a la estación de dia-nanofiltración.

% V recirculado	Q recirculado
(%)	$\left(\frac{m^3}{hr}\right)$
80%	88,63

En la **Tabla 2.4-12** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal de rechazo para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.4-12. Diámetro preliminar de la tubería de recirculación a la estación de dia-nanofiltración.

A tub preliminar.	D tub preliminar.
(m^2)	(m)
0,02	0,145

El DN es el indicado en la **Tabla 2.4-13**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.4-13. Diámetro nominal de la tubería de recirculación a la estación de dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
0,1397	0,015	1,61

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.4.4. Tubería de recirculación al tanque de alimento de la etapa de dia-nanofiltración

Se recircula al tanque de alimento el 20% del caudal de rechazo, como se muestra en la **Tabla 2.4-14**.

Tabla 2.4-14. Caudal recirculado al tanque de alimento de la estación de dia-nanofiltración.

% V recirculado	Q recirculado
(%)	$\left(\frac{m^3}{hr}\right)$
20%	22,16

En la **Tabla 2.4-15** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal de rechazo para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.4-15. Diámetro preliminar de la tubería de recirculación al tanque de alimento de la estación de dia-nanofiltración.

A tub prelim.	D tub prelim.
(m^2)	(m)
0,004	0,072

El Diámetro Nominal (DN) es el indicado en la **Tabla 2.4-16**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.4-16. Diámetro nominal de la tubería de recirculación al tanque de alimento de la estación de dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
0,07	0,004	1,60

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.4.5. Tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión, así como de su recirculación de seguridad, de la etapa de dia-nanofiltración.

En la **Tabla 2.4-17** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal recomendado para la membrana según el fabricante, y para la velocidad deseada (1,5 m/s). Es el mismo caudal que el recirculado al tanque.

Tabla 2.4-17. Diámetro preliminar de la tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión de la estación de dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad.

Qb alta p	A tub preliminar.	D tub preliminar.
$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
22,16	0,004	0,072

El DN es el indicado en la **Tabla 2.4-18**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.4-18. Diámetro nominal de la tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión de la estación de dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
0,07	0,004	1,60

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.4.6. Tuberías de recolección del permeado de la etapa de dia-nanofiltración.

En la **Tabla 2.4-19** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal de rechazo para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.4-19. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del permeado de un tubo de presión de dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	QP 1 tubo	A tub prelim.	D tub prelim.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
1	0,58	0,0001	0,012

El Diámetro Nominal (DN) más cercano que soporta los 20 bar aplicados en esta operación es el indicado en la **Tabla 2.4-20**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.4-20. Diámetro nominal de la tubería de recolección del permeado de un tubo de presión de dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
1	0,015	0,0002	0,91

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de recolección del rechazo de 16 membranas (x6 en serie), se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de las mismas, como se expone en la **Tabla 2.4-21**.

Tabla 2.4-21. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del permeado de toda la estación de dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	QP Total	A tub prelim.	D tub prelim.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
16	9,22	0,002	0,047

El DN más cercano que soporta los 20 bar aplicados en esta operación es el indicado en la **Tabla 2.4-22**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.4-22. Diámetro nominal de la tubería de recolección del permeado de toda la estación de dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tub NF dividida	v tub NF dividida
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
16	0,0483	0,002	1,40

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para la posterior etapa de OI de este permeado, debido al mismo motivo indicado para la OI del rechazo de este proceso, se ha de dividir la corriente. En este caso, se divide en 3, por lo que las conducciones que se dirigen a cada tanque de almacenamiento tienen los diámetros preliminares indicados en la **Tabla 2.4-23**.

Tabla 2.4-23. Diámetro preliminar de la tubería de recolección de permeado de la tercera parte del caudal de la estación de dia-nanofiltración.

1/3 QP Total	A tub preliminar.	D tub preliminar.
($\frac{m^3}{h}$)	(m ²)	(m)
9,22	0,001	0,027

El DN más cercano al calculado, con su correspondiente velocidad, se muestra en la **Tabla 2.4-24**.

Tabla 2.4-24. Diámetro nominal de la tubería de recolección del permeado de la tercera parte del caudal de las membranas de dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tub MF Total	V tub MF Total
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,0269	0,001	1,50

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.4.7. Tubería de alimento de disolvente al tanque de alimento de la dia-nanofiltración (tanque de escurrido centrífuga).

Se desea emplear un DN que conlleve una velocidad de trasiego, si es posible, de 1,5 m/s, según se indica en la **Tabla 2.4-25**. El caudal de alimentación ha de ser el mismo que el del permeado de la diaNF (QA = 9,22 m³/h).

Tabla 2.4-25. Diámetro preliminar de la tubería de alimento de disolvente al tanque de alimento de la dia-nanofiltración.

A tub NF	D
(m ²)	(m)
0,002	0,047

Como se muestra en la **Tabla 2.4-26**, se escoge un DN que proporcione una velocidad cercana a 1,5 m/s.

Tabla 2.4-26. Diámetro nominal de la tubería de alimento de disolvente al tanque de alimento de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tub	v tub
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,0483	0,002	1,40

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.5. CONDUCCIONES DE LA ETAPA 5: PROCESO DE ÓSMOSIS INVERSA DEL RECHAZO DE LA DIA- NANOFILTRACIÓN

2.5.1. Tuberías de alimento a la bomba de recirculación y a los módulos de membranas de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad.

En la **Tabla 2.5-1** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal recomendado para una membrana según el fabricante, y para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.5-1. Diámetro preliminar de la tubería de alimento a un tubo de presión de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	QA 1 tubo	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
1	6,84	0,001	0,04

El DN escogido es el más cercano que soporta una presión de 50 bar y conlleva la velocidad calculada indicada, el cual se indica en la **Tabla 2.5-2**,.

Tabla 2.5-2. Diámetro nominal de la tubería de alimento a un tubo de presión de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
1	0,04	0,001	1,51

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar la de tubería de alimentación a todos los módulos de membranas, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de las 6 membranas, como se expone en la **Tabla 2.5-3**.

Tabla 2.5-3. Diámetro preliminar de la tubería de alimento a toda la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	QA Total	A tub preliminar	D tub preliminar
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
6	41,04	0,01	0,10

Debido a que la casa comercial Hastinik no posee tuberías que, con el diámetro calculado, resista la presión deseada, se decide dividir la alimentación en dos grupos de 3 tubos de presión con 6 membranas en serie. En este caso, los datos quedan como se muestra en la **Tabla 2.5-4**.

Tabla 2.5-4. Diámetro preliminar de la tubería de alimento a la mitad de la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	$\frac{1}{2}$ QA T	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
3	20,52	0,004	0,07

El DN escogido es el más cercano que soporta una presión de 50 bar y conlleva la velocidad calculada indicada, el cual se indica en la **Tabla 2.5-5**.

Tabla 2.5-5. Diámetro nominal de la tubería de alimento a la mitad de la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A	v
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
3	0,0761	0,005	1,25

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.5.2. Tuberías de recolección del rechazo de la etapa de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

En la **Tabla 2.5-6** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal recomendado para una membrana según el fabricante, y para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.5-6. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del rechazo de un tubo de presión de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	QR 1 tubo	A tub preliminar	D tub preliminar
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
1	6,40	0,001	0,04

El DN escogido es el más cercano que soporta una presión de 50 bar, que conlleva la velocidad calculada indicada, el cual se indica en la **Tabla 2.5-7**,.

Tabla 2.5-7. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de un tubo de presión de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A	v
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
1	0,0400	0,001	1,41

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de rechazo de 3 módulos de membranas, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal la mitad de la estación de OI del R diaNF, como se expone en la **Tabla 2.5-8**.

Tabla 2.5-8. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del rechazo de la mitad de la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	½ QR Total	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
3	19,20	0,004	0,067

El DN escogido es el más cercano que soporta una presión de 50 bar, que conlleva la velocidad calculada indicada, el cual se indica en la **Tabla 2.5-9**,.

Tabla 2.5-9. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de la mitad de la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A	v
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
3	0,07	0,004	1,39

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de rechazo a todos los módulos de membranas, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de los 6 módulos, como se expone en la **Tabla 2.5-10**.

Tabla 2.5-10. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del rechazo de toda la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	QR Total	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds.)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
6	38,40	0,007	0,095

El DN escogido es el más cercano que soporta una presión de 50 bar, que conlleva la velocidad calculada indicada, el cual se indica en la **Tabla 2.5-11**.

Tabla 2.5-11. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo toda la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A	v
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
6	0,1016	0,01	1,32

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.5.3. Tubería de recirculación a los módulos de membranas de la etapa de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

Se recircula a las membranas el 80% del caudal de rechazo, como se muestra en la **Tabla 2.5-12**.

Tabla 2.5-12. Caudal recirculado a la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

% V recirculado	Q recirculado
(%)	($\frac{m^3}{h}$)
80%	15,36

En la **Tabla 2.5-13** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal de rechazo para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.5-13. Diámetro preliminar de la tubería de recirculación a las membranas de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

A tub preliminar.	D tub preliminar.
(m ²)	(m)
0,003	0,060

El DN es el indicado en la **Tabla 2.5-14**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.5-14. Diámetro nominal de la tubería de recirculación a las membranas de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,0603	0,003	1,49

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.5.4. Tubería de recirculación al tanque de alimento de la etapa de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

Se recircula al tanque de alimento el 20% del caudal de rechazo, como se muestra en la **Tabla 2.5-15**.

Tabla 2.5-15. Caudal recirculado al tanque de alimento de la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

% V recirculado	Q recirculado
(%)	($\frac{m^3}{h}$)
20%	3,84

En la **Tabla 2.5-16** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal de rechazo para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.5-16. Diámetro preliminar de la tubería de recirculación a al tanque de alimento de la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

A tub preliminar.	D tub preliminar.
(m ²)	(m)
0,001	0,0301

El Diámetro Nominal (DN) es el indicado en la **Tabla 2.5-17**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.5-17. Diámetro nominal de la tubería de recirculación al tanque de alimento de la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,03	0,001	1,51

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.5.5. Tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión, así como de su recirculación de seguridad, de la etapa de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

En la **Tabla 2.5-18** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal recomendado para la membrana según el fabricante, y para la velocidad deseada (1,5 m/s). Es el mismo caudal que el recirculado al tanque.

Tabla 2.5-18 Diámetro preliminar de la tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión de la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad.

Qb alta p	A tub preliminar.	D tub preliminar.
($\frac{m^3}{h}$)	(m ²)	(m)
3,84	0,001	0,0301

El DN es el indicado en la **Tabla 2.5-19**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.5-19. Diámetro nominal de la tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión de la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,03	0,001	1,51

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.5.6. Tuberías de recolección del permeado de la etapa de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

En la **Tabla 2.5-20** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal recomendado para una membrana según el fabricante, y para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.5-20. Diámetro preliminar de la tubería de trasiego del permeado de un tubo de presión de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	QP 1 tubo	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
1	0,44	0,0001	0,010

Hastinik no comercializa DN tan pequeños, así que seleccionamos el mínimo, que conlleva la velocidad calculada, todo ello indicado en la **Tabla 2.5-21**.

Tabla 2.5-21. Diámetro nominal de la tubería de trasiego del permeado de un tubo de presión de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A	v
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
1	0,015	0,0002	0,69

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de permeado a 3 tubos de presión de membranas, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal de 3 tubos, como se expone en la **Tabla 2.5-22**.

Tabla 2.5-22. Diámetro preliminar de la tubería de trasiego del permeado de la mitad de la instalación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	½ QP Total	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
3	1,32	0,0002	0,018

El DN escogido es el más cercano, que conlleva la velocidad calculada indicada, el cual se indica en la **Tabla 2.5-23**.

Tabla 2.5-23. Diámetro nominal de la tubería de rechazo la mitad de la mitad de la instalación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A	v
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
3	0,018	0,0003	1,45

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de permeado a todos los módulos de membranas, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de los 6 módulos, como se expone en la **Tabla 2.5-24**.

Tabla 2.5-24. Diámetro preliminar de la tubería de trasiego del permeado de toda la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración.

nº módulos	QP Total	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
6	2,65	0,0005	0,025

El DN escogido es el más cercano, que conlleva la velocidad calculada indicada, el cual se indica en la **Tabla 2.5-25**.

Tabla 2.5-25. Diámetro nominal de la tubería de trasiego del permeado toda la estación de ósmosis inversa del rechazo de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº módulos	DN	A	v
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
6	0,0254	0,001	1,45

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.6. CONDUCCIONES DE LA ETAPA 6: PROCESO DE ÓSMOSIS INVERSA DEL PERMEADO DE LA DIA-NANOFILTRACIÓN.

2.6.1. Tuberías de alimento a la bomba de recirculación y a los módulos de membranas de OI del permeado de la dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad

En la **Tabla 2.6-1** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal recomendado para la membrana según el fabricante, y para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.6-1. Diámetro preliminar de la tubería de alimento a un tubo de presión de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

QA 1 tubo	A tub preliminar.	D tub preliminar.
($\frac{m^3}{h}$)	(m ²)	(m)
6,84	0,001	0,04

El DN más cercano que soporta los 50 bar aplicados en esta operación es el indicado en la **Tabla 2.6-2**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.6-2. Diámetro nominal de la tubería de alimento a un tubo de presión de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
1	0,04	0,001	1,51

Se observa en la tabla anterior que la velocidad es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de alimentación a todas las membranas, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de los 9 tubos de presión, como se expone en la **Tabla 2.6-3**.

Tabla 2.6-3. Diámetro preliminar de la tubería de alimento a toda la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	QA Total	A tub prelim	D tub prelim
(Uds)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
9	61,57	0,01	0,12

Debido a que el DN más cercano que aguanta 50 bar implica una velocidad de trasiego excesiva, se divide la alimentación en tres grupos de 3 tubos de presión. En este caso, los datos quedan como se muestra en la **Tabla 2.6-4**.

Tabla 2.6-4. Diámetro nominal de la tubería de alimento a la tercera parte de las membranas de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	1/3 QA OI	DN	A	v
(Uds)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
3	20,52	0,0889	0,01	0,92

Se observa en la tabla anterior que la velocidad es adecuada.

2.6.2. Tuberías de recolección del rechazo de la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y de las recirculaciones.

En la **Tabla 2.6-5** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal recomendado para la membrana según el fabricante, y para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.6-5. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del rechazo de un tubo de presión de la estación de la ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	QR 1 tubo	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
1	4,19	0,001	0,031

El DN más cercano que soporta los 50 bar aplicados en esta operación es el indicado en la **Tabla 2.6-6**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.6-6. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de un tubo de presión de la estación de la ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tubería	v tubería
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
1	0,032	0,001	1,45

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de recolección del rechazo de 3 tubos de presión, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de los mismos, como se expone en la **Tabla 2.6-7**.

Tabla 2.6-7. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del rechazo de la tercera parte de la estación de la ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	1/3 QR Total	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
3	12,58	0,002	0,054

El DN más cercano que soporta los 50 bar aplicados en esta operación es el indicado en la [Tabla 2.6-8](#), que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.6-8. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de la tercera parte de la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y de las recirculaciones, así como la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tub NF dividida	v tub NF dividida
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
3	0,054	0,002	1,53

Se observa en la tabla anterior que la velocidad es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de recolección del rechazo de 6 tubos de presión (ver diagrama de flujo en la [Error! Reference source not found.](#) de la memoria), se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de los mismos, como se expone en la [Tabla 2.6-9](#).

Tabla 2.6-9. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del rechazo de 2/3 de la estación de la ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	2/3 QR Total	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
6	25,15	0,005	0,077

El DN más cercano que soporta los 50 bar aplicados en esta operación es el indicado en la [Tabla 2.6-10](#), que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.6-10. Diámetro nominal de las tuberías de recolección del rechazo de 2/3 de la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tub NF	v tub NF
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
6	0,0761	0,005	1,54

Se observa en la tabla anterior que la velocidad es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de recolección del rechazo de 9 tubos de presión (ver diagrama de flujo en la [Error! Reference source not found.](#) de la memoria), se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de los mismos, como se expone en la [Tabla 2.6-11.](#)

Tabla 2.6-11. Diámetro preliminar de la tubería de recolección del rechazo de toda de la estación de la ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	QR Total	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds)	($\frac{m^3}{h}$)	(m ²)	(m)
9	37,73	0,007	0,094

El DN más cercano que soporta los 50 bar aplicados en esta operación es el indicado en la [Tabla 2.6-12](#), que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.6-12. Diámetro nominal de la tubería de recolección del rechazo de toda de la estación de la ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tub NF	v tub NF
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
9	0,0889	0,01	1,69

Se observa en la tabla anterior que la velocidad es adecuada.

2.6.3. Tubería de recirculación a los módulos de membranas de la etapa de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

Se recircula a las membranas el 80% del caudal de rechazo, como se muestra en la **Tabla 2.6-13**.

Tabla 2.6-13. Caudal de rechazo recirculado a la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

% V recirculado	Q recirculado
(%)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$
80%	10,06

En la **Tabla 2.6-14** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal de rechazo para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.6-14. Diámetro preliminar de la tubería de recirculación del rechazo a la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

A tub preliminar.	D tub preliminar.
(m^2)	(m)
0,002	0,049

El DN es el indicado en la **Tabla 2.6-15**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.6-15. Diámetro nominal de la tubería de recirculación del rechazo a la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
0,0483	0,002	1,53

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.6.4. Tubería de recirculación del rechazo al tanque de alimento de la etapa de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

Se recircula al tanque de alimento el 20% del caudal de rechazo, como se muestra en la **Tabla 2.6-16**.

Tabla 2.6-16. Caudal recirculado al tanque de alimento de la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

% V recirculado	Q recirculado
(%)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$
20%	2,52

En la **Tabla 2.6-17** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal de rechazo para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.6-17. Diámetro preliminar de la tubería de recirculación al tanque de alimento de la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

A tub preliminar.	D tub preliminar.
(m^2)	(m)
0,0005	0,024

El DN es el indicado en la **Tabla 2.6-18**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.6-18. Diámetro nominal de la tubería de recirculación al tanque de alimento de la ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
0,0254	0,001	1,38

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.6.5. Tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión, así como de su recirculación de seguridad, de la etapa de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

En la **Tabla 2.6-19** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal recomendado para la membrana según el fabricante, y para la velocidad deseada (1,5 m/s). Es el mismo caudal que el recirculado al tanque.

Tabla 2.6-19. Diámetro preliminar de la tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión de la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad.

Qb alta p	A tub preliminar	D tub preliminar.
$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
2,52	0,0005	0,024

El DN es el indicado en la **Tabla 2.6-20**, que conlleva la velocidad calculada indicada.

Tabla 2.6-20. Diámetro nominal de la tubería de aspiración e impulsión de la bomba de alta presión de la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, así como de su recirculación de seguridad, y la velocidad de paso correspondiente.

DN	A tubería	v tubería
(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
0,0254	0,001	1,38

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

2.6.6. Tuberías de recolección del permeado de la etapa de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

En la **Tabla 2.6-21** se presenta el diámetro preliminar basado en el caudal recomendado para una membrana según el fabricante, y para la velocidad deseada (1,5 m/s).

Tabla 2.6-21. Diámetro preliminar de la tubería de trasiego del permeado de un tubo de presión de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	QP 1 tubo	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
1	2,65	0,0005	0,025

El DN escogido es el más cercano, que conlleva la velocidad calculada indicada, el cual se indica en la **Tabla 2.6-22**.

Tabla 2.6-22. Diámetro nominal de la tubería de trasiego del permeado de un tubo de presión de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A	v
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
1	0,0254	0,0005	1,45

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de permeado a 3 tubos de presión de membranas, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal de 3 tubos, como se expone en la **Tabla 2.6-23**.

Tabla 2.6-23. Diámetro preliminar de la tubería de trasiego del permeado de la tercera parte de la instalación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	1/3 QP Total	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
3	7,95	0,001	0,043

El DN escogido es el más cercano, que conlleva la velocidad calculada indicada, el cual se indica en la **Tabla 2.6-24**.

Tabla 2.6-24. Diámetro nominal de la tubería de trasiego del permeado de la tercera parte de la instalación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A	v
(Uds.)	(m)	(m^2)	$\left(\frac{m}{s}\right)$
3	0,0424	0,001	1,56

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de permeado a 2/3 de los módulos de membranas (ver diagrama de flujo en la [Error! Reference source not found.](#) de la memoria), se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal de 6 módulos, como se expone en la **Tabla 2.6-25**.

Tabla 2.6-25. Diámetro preliminar de la tubería de trasiego del permeado de 2/3 de la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	2/3 QP Total	A tub preliminar.	D tub preliminar.
(Uds)	$\left(\frac{m^3}{h}\right)$	(m^2)	(m)
6	15,89	0,003	0,061

El DN escogido es el más cercano, que conlleva la velocidad calculada indicada, el cual se indica en la **Tabla 2.6-26**.

Tabla 2.6-26. Diámetro nominal de la tubería de trasiego del permeado toda la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A	v
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
6	0,0603	0,003	1,55

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

Para calcular el diámetro preliminar de tubería de permeado a todos los módulos de membranas, se procede del mismo modo, esta vez empleando el caudal total de los 6 módulos, como se expone en la **Tabla 2.6-27**.

Tabla 2.6-27. Diámetro preliminar de las tuberías de recolección del permeado de toda la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración.

nº tubos de presión	QP Total	A tub NF	D
(Uds)	($\frac{m^3}{h}$)	(m ²)	(m)
9	23,84	0,004	0,075

Como se muestra en la **Tabla 2.6-28**, se escoge un DN que proporcione una velocidad cercana a 1,5 m/s.

Tabla 2.6-28. Diámetro nominal de la tubería de recolección del permeado de toda la estación de ósmosis inversa del permeado de la dia-nanofiltración, y la velocidad de paso correspondiente.

nº tubos de presión	DN	A tub OI	v tub OI
(Uds.)	(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
9	0,0761	0,005	1,46

Se observa en la tabla anterior que la velocidad es adecuada.

2.7. TUBERÍAS DE ALIMENTO DE ETANOL AL TANQUE DE DISOLVENTE Y AL DEL RECHAZO DE LA ÓSMOSIS INVERSA DEL RECHAZO DE LA DIA-NANOFILTRACIÓN.

Para alimentar al tanque de disolvente solamente existe la restricción de velocidad máxima de trasiego (1,5 m/s), no hay necesidades de resistencia a la presión. Se escoge un caudal de trabajo de 13 m³/h, adecuado a la bomba de impulsión escogida (ver el apartado de selección de bombas). El diámetro preliminar se muestra en la **Tabla 2.7-1**.

Tabla 2.7-1. Diámetro preliminar de la tubería de alimento de etanol al tanque de disolvente.

A tub	D tub preliminar.
(m ²)	(m)
0,002	0,055

De manera que el DN escogido y la velocidad de trasiego correspondientes son los presentados en la **Tabla 2.7-2**.

Tabla 2.7-2. Diámetro nominal de la tubería de alimento de etanol al tanque de disolvente

DN	A	v
(m)	(m ²)	($\frac{m}{s}$)
0,054	0,002	1,58

Se observa en la tabla anterior que la velocidad de trasiego es adecuada.

3. CIRCUITO DE LIMPIEZA

En la memoria se indican los requisitos de limpieza indicados por Alfa Laval, así como la estación que requiere más agentes de limpieza, la OI del permeado de la diaNF.

3.1. CÁLCULOS DEL MÁXIMO VOLUMEN A LIMPIAR SIMULTÁNEAMENTE.

Para obtener el volumen muerto de dicha estación, es necesario conocer las dimensiones de sus tuberías y módulos de membranas, que se indican en la [Tabla 3.1-1](#) y en la [Tabla 3.1-2](#), respectivamente.

Tabla 3.1-1. Dimensiones de las tuberías de la etapa de dia-nanofiltración.

Tubería	DN	A tub	L tub	V tub
	(m)	(m ²)	(m)	(m ³)
Alim. a bomba baja p, a memb, y a su rec. de seg.				
A 1 tubo de presión	0,0424	0,001	9,1	0,0128
A 16 tubos de presión	0,1683	0,02	22,4	0,4983
Rechazo y sus recirculaciones				
De 1 tubo de presión	0,04	0,001	9,1	0,0114
De 16 tubos de presión	0,156	0,019	30	0,5734
Recirculación a las membranas	0,1397	0,015	5,2	0,0797
Recirculación al tanque de alimento	0,07	0,004	11,5	0,0443
Asp. e imp. de bomba alta p, y su rec. de seg.	0,07	0,004	18,1	0,0697
Permeado de los de las membranas				
De 1 tubo de presión	0,015	0,0002	9,1	0,0016
De 16 tubos de presión	0,0483	0,002	0,5	0,0009
División en 3	0,0269	0,001	18,5	0,0105
Tuberías de spray	0,1	0,00785398	8	0,0628
		Total	141,50	1,37

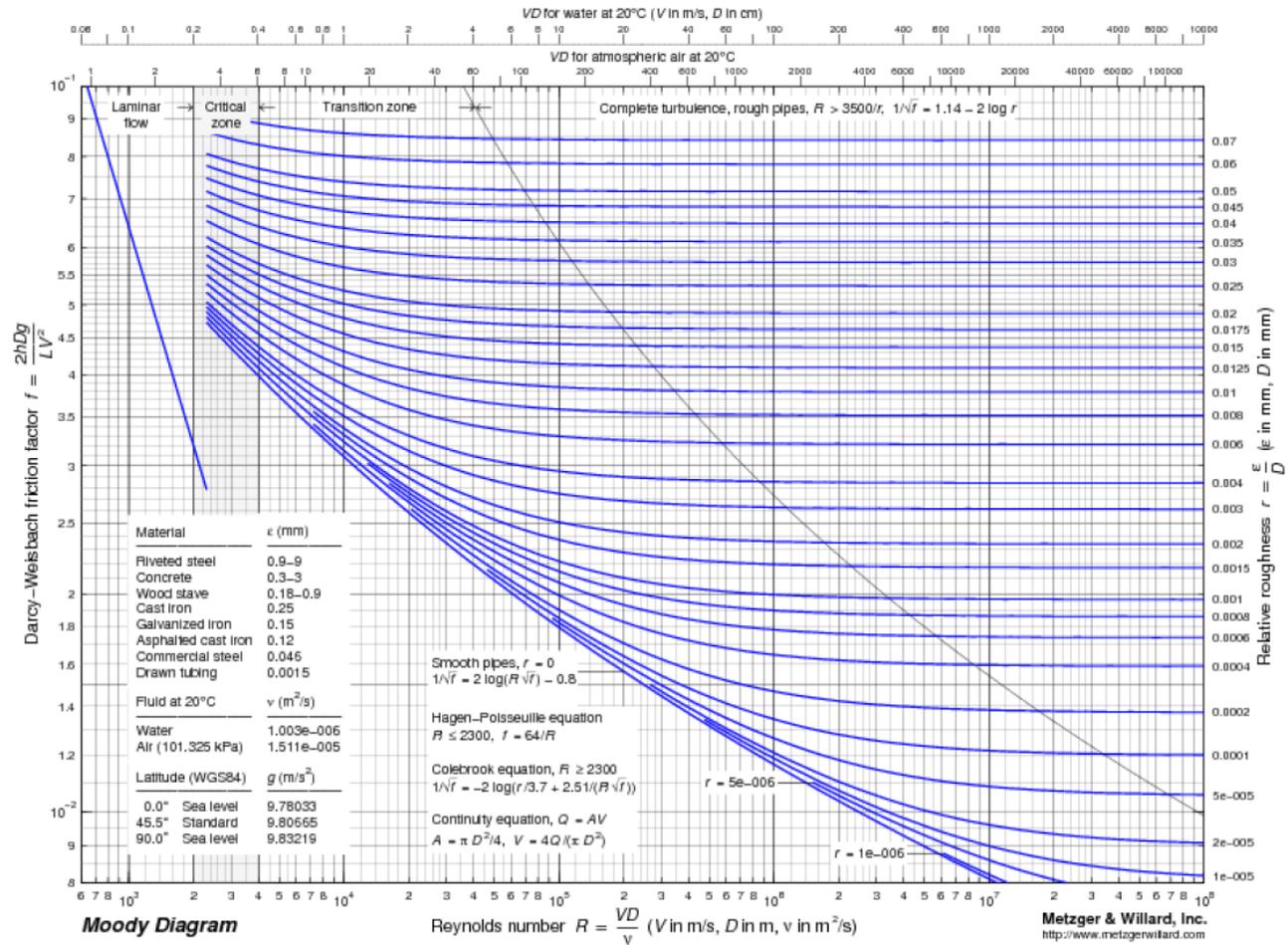
Tabla 3.1-2 Volumen muerto de las membranas de diaNF.

S membrana	L membrana	Nº membranas	V membranas
m ²	m	Uds.	m ³
0,01	1	16	0,12

Finalmente, el volumen muerto de esta sección de la instalación, es:

$$V_{muerto\ diaNF} = V_{módulos\ de\ memb\ diaNF} + V_{tuberías\ diaNF} = 1,49\ m^3$$

V. ANEXO V. Ábaco de Moody



DOCUMENTO II

PRESUPUESTO

1. COSTE DEL INMOVILIZADO MATERIAL

En este apartado se analiza el coste directo del inmovilizado material.

1.1. EQUIPOS

Tabla 1.1-1. Equipos principales.

Equipos	Uds.	precio unit.	precio
	(Uds.)	(€)	(€)
Intercambiador de calor de placas y marcos de la casa Alfa Laval, Serie M	9	500,00	4.500,00
Membranas en espiral de MF de la casa Synder, modelo Synder LV	2	300,00	600,00
Tubo de presión de la MF	2	100,00	200,00
Membrana en espiral de NF (para desacoholización) de la casa comercial Lenntech, modelo TriSep XN45 TurboClean	18	700,00	12.600,00
Tubo de presión de la NF 1	18	500,00	9.000,00
Membrana en espiral de NF (para purificación de compuestos fenólicos de bajo peso molecular) de la casa Evonik, modelo Evonik 900	16	1.244,64	19.914,24
Tubo de presión de la NF 2	16	1.000,00	16.000,00
Membrana en espiral de OI de la casa Lenntech, modelo SW30HR-380	60	409,58	24.574,80
Tubo de presión de la OI	15	3.000,00	45.000,00
Centrífuga	1	70.000,00	70.000,00
		Total	337.389,04

1.2. INSTRUMENTAL DE MEDICIÓN

Tabla 1.2-1. Instrumental de medición.

Instrumental de medición	Uds.	precio unit.	precio
	(Uds.)	(€)	(€)
Manómetros	84	40,00	3.360,00
Caudalímetros	135	480,00	64.800,00
Sensores de pH	16	200,00	3.200,00
Sensores de T	18	80,00	1.440,00
Sensores de nivel	21	20,00	420,00
Filtros	24	300,00	7.200,00
		Total	80.420,00

1.3. DEPÓSITOS

Tabla 1.3-1. Depósitos.

Depósitos	Uds.	precio unit.	precio
	(Uds.)	(€)	(€)
Tanque NaOH	1	6.200,00	6.200,00
Tanque ác. Cítrico + Hipoclorito sódico	1	6.200,00	6.200,00
Tanque vino bruto	1	10.000,00	10.000,00
Tanque R MF	1	200,00	200,00
Tanques P MF	2	6.000,00	12.000,00
Tanque R NF	1	3.000,00	3.000,00
Tanque P NF y ambas OI (disolvente)	1	45.000,00	45.000,00
Tanque EtOH	1	11.000,00	11.000,00
Tanque hollejo	1	10.000,00	10.000,00
Reactor enzimático	1	4.200,00	4.200,00
Tanque retenido centrífuga	1	4.500,00	4.500,00
Tanque escurrido centrífuga	1	30.000,00	30.000,00
Tanques R diaNF	2	25.000,00	50.000,00
Tanque R OI de R diaNF	1	28.000,00	28.000,00
Tanques P diaNF	3	20.000,00	60.000,00
Tanque R OI de P diaNF	1	6.200,00	6.200,00
		Total	286.500,00

1.4. TUBERÍAS

Tabla 1.4-1. Tuberías.

Tuberías				
DN	espesor	Uds.	precio unit.	precio
(m)	(mm)	(m)	(€)	(€)
0,015	1	21,50	3,00	64,50
0,018	1	13,80	3,50	48,30
0,0254	1	74,70	5,00	373,50
0,0269	1,65	18,50	5,90	109,15
0,03	1	54,80	7,00	383,60
0,032	1,5	3,90	7,20	28,08
0,038	1,5	15,40	7,50	115,50
0,04	1,5	18,20	7,80	141,96
0,0424	1,65	18,60	8,50	158,10
0,0483	1,65	130,80	9,30	1.216,44
0,053	1,5	8,20	10,80	88,56
0,054	2	71,10	11,25	799,88
0,0603	2	87,10	12,00	1.045,20
0,07	2	69,40	13,00	902,20
0,0761	2,6	122,55	15,00	1.838,25
0,0889	2,9	76,20	16,88	1.285,88
0,1	3	131,95	17,00	2.243,15
0,1016	3	73,10	17,40	1.271,94
0,104	2	0,70	18,00	12,60
0,1143	3,6	13,65	20,20	275,73
0,129	2	17,50	23,00	402,50
0,1397	4	5,20	24,60	127,92
0,154	2	21,60	26,30	568,08
0,156	3	30,00	26,90	807,00
0,1683	3,6	22,40	29,00	649,60
0,206	3	6,00	34,50	207,00
0,2191	4	56,80	35,00	1.988,00
0,273	4	100,30	45,00	4.513,50
Total				21.666,11

1.5. ACCESORIOS TUBERÍAS

Tabla 1.5-1. Codos.

Codos			
DN	Uds.	precio unit.	precio
(m)	(Uds.)	(€)	(€)
0,015	12	4,50	54,00
0,018	1	4,80	4,80
0,0254	13	8,00	104,00
0,0269	2	8,40	16,80
0,03	6	9,10	54,60
0,032	3	9,40	28,20
0,038	1	9,60	9,60
0,04	11	11,00	121,00
0,0424	5	11,52	57,60
0,0483	13	13,44	174,72
0,054	3	15,36	46,08
0,0603	9	13,44	120,96
0,07	17	15,36	261,12
0,0761	5	18,00	90,00
0,0889	9	21,80	196,20
0,1	30	22,70	681,00
0,1016	8	23,00	184,00
0,104	1	23,30	23,30
0,114	1	23,90	23,90
0,1143	1	24,20	24,20
0,129	3	25,00	75,00
0,1397	1	27,00	27,00
0,154	2	28,50	57,00
0,156	5	29,00	145,00
0,1683	2	32,50	65,00
0,206	2	37,50	75,00
0,2191	6	40,00	240,00
0,273	30	45,00	1.350,00
		Total	4.310,08

Tabla 1.5-2. Tes.

Tes			
DN	Uds.	precio unit.	precio
(m)	(Uds.)	(€)	(€)
0,015	23	4,50	103,50
0,0254	4	8,00	32,00
0,032	3	9,40	28,20
0,04	18	11,00	198,00
0,0424	11	11,52	126,72
0,0603	2	13,44	26,88
0,07	21	15,36	322,56
0,0889	1	21,80	21,80
0,1016	1	23,00	23,00
0,154	1	28,50	28,50
0,1683	1	32,50	32,50
0,2191	1	40,00	40,00
Total			983,66

Tabla 1.5-3. Tes reductoras.

Tes reductoras				
D grande	D pequeño	Uds.	precio unit.	precio
(m)	(m)	(Uds.)	(€)	(€)
0,018	0,015	1	4,80	4,80
0,038	0,015	2	9,60	19,20
0,0424	0,0254	1	11,52	11,52
0,0483	0,0269	1	13,44	13,44
0,054	0,032	1	15,36	15,36
0,0603	0,04	1	17,28	17,28
0,07	0,04	1	19,20	19,20
0,0889	0,04	1	21,80	21,80
0,129	0,0889	1	25,00	25,00
0,154	0,104	1	28,50	28,50
0,156	0,04	1	29,00	29,00
0,1683	0,0424	1	32,50	32,50
0,2191	0,07	4	40,00	160,00
Total				397,60

Tabla 1.5-4. Reducciones troncocónicas.

Reducciones troncocónicas				
D grande	D pequeño	Uds.	precio unit.	precio
(m)	(m)	(Uds.).	(€)	(€)
0,0254	0,018	1	8,00	8,00
0,0483	0,1	5	13,44	67,20
0,0483	0,0269	3	13,44	40,32
0,053	0,038	1	15,20	15,20
0,054	0,0254	3	15,36	46,08
0,054	0,048	3	15,36	46,08
0,0603	0,03	1	13,44	13,44
0,0603	0,0424	1	13,44	13,44
0,0761	0,054	1	18,00	18,00
0,0761	0,0603	1	18,00	18,00
0,0889	0,0254	3	21,80	65,40
0,0889	0,0483	3	21,80	65,40
0,0889	0,0761	1	21,80	21,80
0,1016	0,1	2	2,00	4,00
0,1016	0,03	1	23,00	23,00
0,1016	0,0603	1	23,00	23,00
0,1016	0,07	1	23,00	23,00
0,114	0,1	2	23,90	47,80
0,129	0,0603	1	23,90	23,90
0,129	0,1143	1	23,90	23,90
0,154	0,0603	1	28,50	28,50
0,154	0,1143	1	28,50	28,50
0,156	0,07	1	29,00	29,00
0,156	0,114	2	29,00	58,00
0,156	0,1397	1	29,00	29,00
0,1683	0,07	1	32,50	32,50
0,1683	0,1397	1	32,50	32,50
0,2191	0,206	4	40,00	160,00
0,2191	0,1016	4	40,00	160,00
0,273	0,0483	2	45,00	90,00
0,273	0,1	2	45,00	90,00
0,273	0,2191	1	45,00	45,00
			Total	1.389,96

1.6. BOMBAS

Tabla 1.6-1. Bombas de alta presión.

B alta p				
Marca	Modelo	Uds.	precio unit.	precio
		(Uds.)	(€)	(€)
Indusagar	MP-40	1	1.100,00	1.100,00
Flowserve	Mark 3 Lo-Flo	2	2.000,00	4.000,00
Goulds	3355 Multistage	1	1.800,00	1.800,00
Zeifelder	KS & KDS Blue Series	5	3.000,00	15.000,00
			Total	30.500,00

Tabla 1.6-2. Bombas de baja presión.

B baja p				
Marca	Modelo	Uds.	precio unit.	Precio
		(Uds.)	(€)	(€)
Indusagar	H-40	2	1.000,00	2.000,00
	H-60	1	1.250,00	1.250,00
	H-80	2	1.500,00	3.000,00
		5		7.500,00
		1		1.500,00
		1		1.500,00
	H-150	1	2.000,00	2.000,00
MP-60	1	2.000,00	2.000,00	
Flowserve	D800 Series Cast Iron	2	3.200,00	6.400,00
		4	2.750,00	11.000,00
Goulds	Gearx Double Helical, Timed Gear	1	2.750,00	2.750,00
			Total	40.900,00

Tabla 1.6-3. Bombas de repuesto.

Bombas de repuesto				
Marca	Modelo	Uds.	precio unit.	precio
		(Uds.)	(€)	(€)
Indusagar	H-40	1	1.000,00	Indusagar
	H-60	1	1.250,00	4.000,00
	H-80	1	1500	1.800,00
	H-150	1	2.000,00	15.000,00
	MP-39	1	2.000,00	
	MP-40	1	1.100,00	
Flowserve	D800 Series Cast Iron	1	3.200,00	Flowserve
		1	2.750,00	
	Mark 3 Lo-Flo	1	2.000,00	
Goulds	Gearax Double Helical, Timed Gear	1	2.750,00	Goulds
	3355 Multistage	1	1.800,00	
Zeifelder	KS & KDS Blue Series	1	3.000,00	Zeifelder
			Total	24.350,00

1.7. VÁLVULAS

Tabla 1.7-1. Válvulas manuales de cierre.

Válvulas manuales de cierre			
DN	Uds.	precio unit.	precio
(m)	(Uds.)	(€)	(€)
0,0254	6	20,00	120,00
0,03	4	30,00	120,00
0,054	4	60,00	240,00
0,0603	2	70,00	140,00
0,07	2	80,00	160,00
0,0761	4	90,00	360,00
0,1	8	120,00	960,00
0,1016	10	130,00	1.300,00
0,273	29	250,00	7.250,00
Total			10.650,00

Tabla 1.7-2. Válvulas de seguridad.

Válvulas de seguridad			
DN	Uds.	precio unit.	precio
(m)	(Uds.)	(€)	(€)
0,0254	3	50	150,00
0,03	2	70	140,00
0,054	2	110	220,00
0,0603	3	130	390,00
0,07	1	160	160,00
0,0761	2	180	360,00
0,0889	3	210	630,00
0,1	4	240	960,00
0,1016	5	250	1.250,00
0,154	1	310	310,00
0,1683	1	340	340,00
0,2191	2	400	800,00
Total			5.710,00

Tabla 1.7-3. Válvulas de regulación.

Válvulas de regulación			
DN	Uds.	precio unit.	precio
(m)	(Uds.)	(€)	(€)
0,0254	3	70	210,00
0,03	2	80	160,00
0,054	2	90	180,00
0,0603	3	100	300,00
0,07	1	105	105,00
0,0761	2	110	220,00
0,0889	3	117	351,00
0,1	4	140	560,00
0,1016	5	145	725,00
0,154	1	196	196,00
0,1683	1	230	230,00
0,2191	2	385	770,00
0,273	4	725	2.900,00
Total			6.907,00

Tabla 1.7-4. Válvulas antirretorno.

Válvulas antirretorno			
DN	Uds.	precio unit.	precio
(m)	(Uds.)	(€)	(€)
0,0254	3	78	234,00
0,03	2	83	166,00
0,054	2	95	190,00
0,0603	3	107	321,00
0,07	1	127	127,00
0,0761	2	137	274,00
0,0889	3	175	525,00
0,1	4	205	820,00
0,1016	5	232	1.160,00
0,154	1	300	300,00
0,1683	1	467	467,00
0,2191	2	877	1.754,00
0,273	4	1615	6.460,00
Total			12.798,00

Tabla 1.7-5. Válvulas de 3 vías.

Válvulas de 3 vías			
DN	Uds.	precio unit.	precio
(m)	(Uds.)	(€)	(€)
0,018	1	40	40,00
0,038	6	60	360,00
0,0483	1	76	76,00
0,054	4	80	320,00
0,0603	3	85	255,00
0,07	1	90	90,00
0,0761	6	95	570,00
0,0889	4	110	440,00
0,1	4	130	520,00
0,1016	2	133	266,00
0,114	2	138	276,00
0,129	2	145	290,00
0,154	1	154	154,00
0,156	3	156	468,00
0,1683	1	169	169,00
0,2191	5	184	920,00
0,273	5	205	1.025,00
Total			5.839,00

Tabla 1.7-6. Válvulas de 4 vías.

Válvulas de 4 vías			
DN	Uds.	precio unit.	precio
(m)	(Uds.)	(€)	(€)
0,054	1	50	50,00
0,07	1	100	100,00
0,0889	1	120	120,00
0,2191	1	194	194,00
Total			464,00

1.8. EQUIPO INFORMÁTICO Y SISTEMA DE CONTROL

El coste asociado al instrumental incluido desde el sub-apartado 1.1. hasta el 1.7 se denomina "coste inmovilizado".

El coste del equipo informático y del sistema de control supone un 15% del mismo.

$$Coste_{EI y SC} = 15\% \cdot Coste Inmovilizado = 129.386,17 \text{ €}$$

1.9. INSTALACIÓN ELÉCTRICA

El coste de la instalación eléctrica supone un 10% del coste inmovilizado.

$$Coste_{Inst. \text{ eléct.}} = 10\% \cdot Coste Inmovilizado = 86.257,45 \text{ €}$$

1.10. GASTOS GENERALES Y CONTINGENCIAS

El fondo para los gastos generales y las contingencias supone un 8% del coste inmovilizado.

$$Coste_{GG y C} = 8\% \cdot Coste Inmovilizado = 69.005,96 \text{ €}$$

1.11. MANO DE OBRA

Tabla 1.11-1. Mano de obra de diseño e instalación.

Mano de obra	Precio unitario	Cantidad	Precio Total
	(€)	(h)	(€)
Ingeniero químico	25,00	360	9000,00
Oficial 1º mecánico	16,04	320,00	5.132,80
Peón mecánico	13,11	320,00	4.195,20
Oficial 1º electricista	16,58	320,00	5.305,60
Peón electricista	13,18	320,00	4.217,60
Oficial 1º fontanero	16,58	320,00	5.305,60
Peón fontanero	13,18	320,00	4.217,60
Total			28.374,40

1.12. RESUMEN DEL COSTE TOTAL

Tabla 1.12-1. Resumen del Coste Total.

Código	Concepto	Precio Total (€)	% sobre el PEM
1	Equipos principales	337.389,04	28,70%
2	Instrumental de medición y accesorios	80.420,00	6,84%
3	Depósitos	286.500,00	24,37%
4	Tuberías	21.666,11	1,84%
5	Accesorios tuberías	7.081,30	0,60%
6	Bombas	87.150,00	7,41%
7	Válvulas	42.368,00	3,60%
8	Equipo informático y sistema de control	129.386,17	11,01%
9	Instalación eléctrica	86.257,45	7,34%
10	Gastos generales y contingencias	69.005,96	5,87%
11	Mano de obra	28.374,40	2,41%
	Total	1.175.598,42	100%

2. PRESUPUESTO GENERAL

En el presente apartado se expone el presupuesto resultante de la construcción de la instalación.

2.1. COSTES DE INVERSIÓN.

Tabla 2.1-1. Presupuesto General.

Código	Concepto	Precio Total (€)
PEM	Presupuesto de Ejecución Material	1.175.598,42
GG	Gastos Generales	152.827,79
BI	Beneficio Industrial	70.535,91
PEC	Presupuesto de Ejecución por Contrata	1.398.962,12
IVA	Impuesto sobre el Valor Añadido	293.782,04
PI	Presupuesto de Inversión	1.692.744,16
DO	Dirección de Obra	82.291,89
IVA_DO	IVA sobre honorarios de DO	17.281,30
THDO	Total Honorarios de Dirección de Obra	99.573,19
TPG	Total Presupuesto General	1.792.317,35

Siendo:

GG	BI	PEC	IVA	PI	DO	IVA_DO	THDO	TPG
13 % PEM	6% PEM	PEM + GG + BI	21% PEC	PEC + IVA	7% PEM	21% DO	DO + IVA_DO	PI + THDO

Con todo lo calculado, el coste de inversión inicial para la instalación de la planta industrial diseñada, es de **1.792.317,35 € (un millón setecientos noventa y dos mil trescientos diecisiete euros con treinta y cinco céntimos)**.