



Universidad de Valladolid



**ESCUELA DE INGENIERÍAS
INDUSTRIALES**

UNIVERSIDAD DE VALLADOLID

ESCUELA DE INGENIERIAS INDUSTRIALES

Grado en Ingeniería Química

**Diseño de una planta piloto para el
crecimiento de microalgas heterótrofas**

Autor:

Castro Bustamante, Juan

Tutor:

**Peña Miranda, María del Mar Agripina
Departamento de Ingeniería Química**

Valladolid, octubre de 2018.

Índice

Índice.....	2
Resumen.....	5
Abstract.....	6
1. Introducción	7
1.1. Las microalgas.....	7
1.1. Tipos de microalgas	9
1.2. Aplicaciones de las microalgas	10
1.2.1. Biocombustibles.....	10
1.2.2. Alimentación y Salud Humana	11
1.2.3. Alimentación animal	12
1.2.4. Cosmética	12
2. Objetivos	13
2.1. Objetivos específicos:	13
3. Bases de diseño	14
3.1. Base de cálculo	14
3.2. Localización	15
3.3. Condiciones ambientales	15
3.4. Límite de baterías.....	15
3.5. Criterios de diseño	16
4. Selección de alternativas.....	18
4.1. Selección de la microalga.....	18
4.2. Condiciones de crecimiento de <i>Chlorella vulgaris</i>	20
4.2.1. Cultivo Autótrofo.....	20
4.2.2. Cultivo Heterótrofo	20
4.2.3. Cultivo Mixotrófico.....	21
4.3. Características del cultivo de <i>Chlorella</i>	22
4.3.1. Composición	22
4.3.2. Cinética del crecimiento microbiano	23
4.3.3. Factores que influirán en el cultivo.....	24
4.4. Agua residual	28
4.4.1. Caracterización de las aguas residuales.....	28

4.5. Pretratamiento del agua residual	29
4.5.1. Micro y Ultrafiltración	30
4.5.2. Nanofiltración	30
4.6. Recuperación de la biomasa algal del medio de cultivo	33
4.6.1. Floculación.....	34
4.6.2. Filtración	34
4.6.3. Sedimentación.....	34
4.6.4. Centrifugación	34
4.7. Secado de la biomasa algal.....	37
4.7.1. Secado por congelación a vacío (liofilización).....	37
4.7.2. Secado en tambor rotatorio	38
4.7.3. Secado en espray.....	38
5. Descripción del proceso.....	40
5.1. Diagrama de bloques.....	41
5.2. Diagrama de proceso.....	41
5.3. Instrumentación y control	41
5.3.1. Control de la temperatura	42
5.3.2. Control de la presión.....	43
5.3.3. Control del pH.....	44
5.3.4. Control del Oxígeno Disuelto	44
5.3.5. Control de flujo	45
6. Diseño de los equipos.....	46
6.1. Diseño del tanque de almacenamiento del agua residual	46
6.2. Diseño del sistema de Ultrafiltración.....	50
6.3. Diseño del Biorreactor	52
6.4. Diseño de la centrífuga de discos.....	56
6.5. Diseño del secadero en espray.....	58
6.6. Diseño de las tuberías	62
6.7. Diseño de bombas	65
7. Seguridad.....	69
8. Medio Ambiente	74
8.1. Impacto energético del proyecto.....	74

8.2. Fuentes de emisiones del proyecto	74
8.2.1. Residuos Sólidos	74
8.2.2. Residuos Líquidos	74
9. Legislación	76
9.1. Microorganismos	76
9.2. Gestión de lodos.....	76
9.3. Vertido y Reutilización de aguas	77
10. Análisis Económico	78
10.1. Costes fijos	78
10.2. Costes variables	80
10.3. Ingresos.....	80
10.4. Balance económico.....	81
11. Referencias	83
ANEXOS	88
ANEXO A	89
A.1. Diagrama de Bloques	90
A.2. Diagrama de proceso.....	91
A.3. Diagramas P&ID	92
Anexo B	93

Resumen

El presente proyecto se centra en el diseño de una planta piloto para el crecimiento de microalgas en condiciones heterótrofas (oscuridad), utilizando como sustrato la materia orgánica contenida en el agua residual procedente de una fábrica de procesamiento de frutas y verduras, cuya localización se encuentra en la localidad de Sanchonúño, en Segovia, en las instalaciones de la fábrica HUERCASA.

La microalga seleccionada, tras una revisión bibliográfica, fue la *Chlorella vulgaris*.

La planta recibe 2 m³/día de agua residual que se trata en un proceso de cuatro etapas: la primera de tratamiento del agua residual mediante ultrafiltración, que constará de una membrana de fibras huecas de KOCH; la segunda será la correspondiente al cultivo de las microalgas en un biorreactor cerrado con un volumen de 7,9 m³, que constará de un sistema de difusión del aire; la etapa posterior será la de separación de la biomasa, mediante el uso de una centrífuga de discos de ALFA LAVAL, y por último el secado de la biomasa algal, utilizando un secadero en spray fabricado por GEA, para obtener un producto apto para la venta y uso en alimentación animal o fertilizantes.

Abstract

This project focuses on the design of a pilot plant for the growth of microalgae in heterotrophic conditions (darkness), through the treatment of wastewater from a fruits and vegetables processing factory, located in Sanchonuno, Segovia, at HUERCASA facilities.

After a bibliographic review the selected microalgae were *Chlorella vulgaris*.

The plant receive 2 m³/day of wastewater to be treated in a four-stage process: first one to pre-treat the wastewater by KOCH's hollow fiber ultrafiltration cartridges; second will be the culture of microalgae in a closed bioreactor of 7.9 m³ of volume, that has an air diffusion system; the next stage will be the separation of biomass, using a disc stack centrifuge of ALFA LAVAL; and finally the drying of the algal biomass by a spray dryer manufactured by GEA, to obtain a suitable product for sale and use in animal feed or fertilizers.

1. Introducción

1.1. Las microalgas

Las algas forman parte de una familia de más de 40 mil especies. Pueden ser unicelulares (microalgas) o multicelulares (macroalgas). La mayoría de las microalgas pueden realizar la fotosíntesis (autótrofas), pero muy pocas especies pueden crecer en condiciones mixotróficas o heterótrofas.

Las microalgas son microorganismos eucariotas, unicelulares o filamentosas muy variados en tamaño y forma, que viven en todos los hábitats; mayormente acuáticos, tanto en ambientes marinos como dulceacuícolas, y algunas en la tierra.

Las microalgas, existen desde hace millones de años y han sido una parte importante de la cadena alimenticia. De hecho, son las originales productoras de petróleo del mundo y las antepasadas de las que todas las plantas han descendido. Tienen la capacidad de producir otro tipo de nutrientes encontrados en plantas de orden superior como proteínas, fibra, almidón, vitaminas y antioxidantes. En total, hay más de 15 mil compuestos que se pueden obtener a partir de biomasa de algas.

Existen evidencias de que las microalgas se consumían hace 2000 años atrás para suplir la dieta humana en China. Los chinos utilizaban las microalgas *Nostoc* para sobrevivir en épocas de hambruna. Por otro lado, registros más recientes del siglo XVI muestran que los conquistadores españoles descubrieron que los aztecas colectaban un alimento novedoso de los lagos y elaboraban una especie de pastel o tortilla, que llamaban *techuitlatl*, a base de una bacteria fotosintética (también considerada microalga, llamada *Spirulina*). Actualmente en el Valle de México sólo queda el lago de Texcoco, donde aún se encuentra esta microalga. Pero los aztecas no fueron los únicos en cultivar este alimento; en la actualidad los habitantes de Kanembu, en las costas del Lago Chad, en África, colectan *Spirulina* y la utilizan para hacer un tipo de torta llamada *Dihé*.

A pesar de que desde la antigüedad las microalgas presentaban una fuente de alimentación rica en proteínas, carbohidratos y grasas, no fue sino hasta la época del siglo XX, que aumentó el interés y la exploración de las algas como fuente de nutrición, en parte debido a la versatilidad y flexibilidad de las microalgas. Este interés, aumentó especialmente tras la Segunda Guerra Mundial, debido al rápido crecimiento de la población y la escasez de recursos. Históricamente, la *Chlorella* ha sido la microalga elegida debido a su prolífico crecimiento y adaptabilidad a diferentes condiciones de cultivo.

En los años 50, en diferentes trabajos, del Instituto Carnegie y la Universidad de Stanford en Estados Unidos, así como en Alemania, Israel, Japón e Italia,

aparecían prometedores resultados en el cultivo de *Chlorella* en tanques abiertos, mediante fotosíntesis. Sin embargo, había obstáculos significativos para hacer viable económicamente esta tecnología a gran escala. Durante este tiempo, los avances en la agricultura tradicional, como el aumento de los rendimientos, hicieron esta idea menos interesante (Klamczynska & Mooney, 2016).

No fue hasta 1967, que la Asociación Internacional de Microbiología Aplicada denominó a las microalgas como “una fuente maravillosa de alimento para el futuro”.

Desde el inicio de su explotación industrial, en los años 70, las microalgas se han utilizado como alimento en acuicultura; además, se las ha destinado a la producción de biocombustibles y fertilizantes. Inclusive, Alfred Nobel utilizó tierra de diatomeas (paredes celulares de microalga) para estabilizar y absorber la nitroglicerina en la preparación de la dinamita. Aunque su uso más importante, quizás, sigue siendo en la alimentación humana.

Desde hace algunos años se ha reconocido el valor nutricional de las algas microscópicas debido a que contienen compuestos químicos de origen vegetal (fitoquímicos), carotenoides y otros antioxidantes similares a los de los vegetales verdes y amarillos, cuya ingesta es beneficiosa para la salud. De las microalgas se pueden obtener espesantes como carragenina y agar; colorantes y antioxidantes, tales como taxantina (colorante rojo), betacaroteno (colorante amarillo/naranja), clorofila (colorante verde) y ficocianinas (colorante azul), entre muchos otros; así como también ácidos grasos, sobre todo los omega-3.

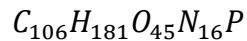
Ciertas microalgas son capaces de cambiar su metabolismo para adaptarse a variaciones en el tipo y cantidad de nutrientes, así como de las condiciones durante su crecimiento. Por lo tanto, la composición química de las microalgas puede ser diferente dentro de una misma especie debido a los factores ambientales como la estacionalidad, nutrientes, temperatura, fotoperiodo, salinidad, fuente de carbono o la intensidad y color de la luz, entre muchos otros (Klamczynska & Mooney, 2017).

Las microalgas pueden sobrevivir en condiciones aisladas o en colonias en forma de agregados celulares. Se han encontrado microalgas con formas esféricas, elípticas, cilíndricas o en espiral. Las microalgas, por tanto, pueden crecer y desarrollarse en casi todos los ambientes, aunque la mayoría pertenecen a sistemas marinos o de agua dulce, y en zonas maderables o húmedas.

La composición de las microalgas en cuanto al contenido en lípidos, carbohidratos y proteínas dependerá del tipo de especie considerada. Dentro de una misma cepa, esta composición es también variable y puede ser

modificada mediante varios parámetros durante el cultivo. En general, el contenido lipídico de las algas eucariotas oscila entre un 20 y un 50% en peso seco. La relación C:N para las microalgas varía entre 6 y 9, dependiendo de las especies consideradas.

Se puede utilizar en una primera aproximación la fórmula general de la composición de las microalgas propuesta por (Grobbelaar, 2004):



De donde se puede deducir que un kilogramo de microalga contendrá: 523,9 g de Carbono, 74,5 g de Hidrógeno, 296,5 g de Oxígeno, 92,2 g de Nitrógeno y 12,76 g de Fósforo.

El tamaño de las algas eucariotas varía entre 0,5 – 30 μm .

Por su composición rica en proteínas, carbohidratos y lípidos, son fuente de muchos productos beneficiosos para el hombre en diversos sectores, desde la nutrición humana y animal hasta la agricultura, la acuicultura y la cosmética, entre otros. Así mismo, un sector de la comunidad internacional coincide en que, en un futuro no muy lejano, las microalgas generarán de manera competitiva energía limpia y biocombustibles de segunda generación, contribuyendo con ello al desarrollo sostenible en términos medioambientales y económicos, por las siguientes razones (Algaenergy, 2018):

- Son un recurso inagotable, con muy elevada productividad.
- Puede obtenerse una cosecha diaria de gran volumen (el 30% del total del cultivo).
- No necesitan terrenos agrícolas, por lo que no compiten con la alimentación humana.
- Crecen en todo tipo de aguas, ya sean dulces, salobres o residuales.

1.1. Tipos de microalgas

Las clorofitas o algas verdes son un grupo importante de microalgas, que deben su color a la clorofila, carotenoides y xantofilas, presentes en su estructura. Son también capaces de provocar florecimientos o “blooms”. Algunas de las más estudiadas son:

- *Pediastrum*
- *Scenedesmus*: clorofícea clorococal. Es un alga colonial y a menudo presentan espinas en los extremos. Es común en aguas dulces y salobres en condiciones de nutrientes medio-alta.
- *Chlorella*: clorofícea clorococal. Especialmente conocida por su capacidad de eliminar nutrientes del agua. Se desarrolla por tanto en medio ricos en nutrientes. Es conocida por ser una de las microalgas

que más rápido crece. Es esférica y su diámetro oscila normalmente entre los 2 y 10 μm .

- *Dunaliella salina*: clorofícea volvocal, se caracteriza por desarrollarse en medios de alta salinidad.

Las crisofitas o algas doradas deben su color al enmascaramiento de la clorofila por parte del alto contenido en carotenos. Las diatomeas, algas que presentan una estructura silíceica, pertenecen a este grupo.

Las rodofitas o algas rojas son representativas del medio marino, encontrándose pocas en aguas dulces. Sus pigmentos fotosintéticos incluyen tres tipos de ficobilinas que les confieren su color característico (Martínez, 2011).

1.2. Aplicaciones de las microalgas

Uno de los motivos por los que las microalgas suscitan cada vez más interés, es por sus numerosas aplicaciones en diversos sectores de gran interés en la actualidad como por ejemplo el sector de la energía, alimentario y medio ambiental.

Las microalgas son fuente de buena cantidad de compuestos utilizados en diferentes industrias. Entre los principales se pueden encontrar: los carotenoides, proteínas, lípidos, polisacáridos, y compuestos con actividad biológica procedentes de los géneros más utilizados tales como *Dunaliella*, *Spirulina*, y *Chlorella*

1.2.1. Biocombustibles

La generación de biodiésel desde microalgas, a partir de sus aceites se presenta como una posible solución a los problemas medioambientales de la actualidad y la probable escasez de petróleo en un futuro, debido a sus altas tasas de crecimiento y de producción de lípidos transesterificables.

Algunos procesos de cultivo autótrofo de microalgas están orientados a la obtención de ácidos grasos poliinsaturados (AGP). Estos procesos biotecnológicos representan una alternativa viable a la extracción de los AGP de aceite de pescado (Bumbak, et al., 2011).

Las principales ventajas de las microalgas como fuente para la producción de biocombustible son: los altos rendimientos de crecimiento y bajos tiempos de generación; los altos contenidos de lípidos y ácidos grasos; el cultivo de microalgas no requiere tierra cultivable y agua dulce, se puede utilizar agua residual como fuente de nutrientes y/o captura de CO_2 desde fuentes contaminantes (Rawat, et al., 2011).

En comparación con el diésel de petróleo, el biodiesel de microalgas tiene una reducción de hasta un 78% de emisiones de CO₂ (Brennan & Owende, 2010). Además, podría resultar económica y tecnológicamente mejor que la producción a partir de muchas otras especies vegetales terrestres debido a la menor necesidad de superficie para obtener la biomasa necesaria.

1.2.2. Alimentación y Salud Humana

El consumo humano de microalgas se limita a pocas especies debido al estricto control sobre la seguridad alimentaria, factores comerciales, demanda de mercado y preparación específica. Los 3 géneros más destacados son *Chlorella*, *Spirulina* y *Dunaliella*, que se comercializan como suplementos alimentarios, ya que constituyen una riquísima fuente de vitaminas, minerales, proteínas e hidratos de carbono (Brennan & Owende, 2010).

Actualmente la *Chlorella* y la *Spirulina* son las microalgas más utilizadas para el consumo. Ya sea en forma de tabletas, cápsulas o líquidas (Becker, 2004; Pulz & Gross, 2004).

También algunas especies se comercializan por su valor medicinal, en el caso de la *Chlorella* ayuda a combatir la insuficiencia renal, favorece el crecimiento de *Lactobacillus* intestinales y disminuye las concentraciones de colesterol sanguíneo.

Muchos de los procesos heterótrofos, que utilizan microalgas, se han llevado a cabo a escala de laboratorio, para enriquecer deliberadamente la biomasa con compuestos como pigmentos y antioxidantes. Los polisacáridos son ejemplos de productos de alto valor comercial obtenidos a partir de microalgas (Bumbak, et al., 2011).

Según (Ambati, et al., 2018), los carotenoides son pigmentos naturales que se encuentran en gran parte de la naturaleza y que se han demostrado que son beneficiosos para la salud. Algunos de estos beneficios son buenos para combatir dolencias como el cáncer, enfermedades degenerativas, problemas cardiovasculares, diabetes o úlcera, entre otros. Los carotenoides son utilizados en alimentación, comida y cosmética. Los mercados de salud prefieren los pigmentos naturales, porque son mezcla de isómeros cis y trans, esteroides, y xantofilas con altas propiedades biológicas. Las microalgas con alto contenido en carotenoides son utilizadas en como colorantes de alimentos, aditivos y suplementos de vitaminas.

La especie *Chlorella*, es utilizada como suplementos alimenticios con aplicaciones nutricionales para el tratamiento de hipertensión, fibromialgia y colitis ulcerosa.

1.2.3. Alimentación animal

El 30% de la producción mundial de microalgas está destinada al consumo animal. Algunas especies de algas, tales como los géneros *Chlorella*, *Scenedesmus* y *Spirulina*, tienen aspectos beneficiosos para los animales, mejoran la respuesta inmune, la infertilidad, el control del peso, producen una piel más sana y un pelo brillante. Se utilizan en la alimentación de gatos, perros, peces de acuario, aves ornamentales, caballos, vacas y toros reproductores. Sin embargo, no se recomienda la alimentación prolongada sobre todo a altas concentraciones. A pesar de todo se ha determinado que por lo menos hasta un 10% de la dieta conformada por *Chlorella* no presenta toxicidad (Brennan & Owende, 2010).

En acuicultura, las microalgas son la principal fuente de alimentación de moluscos filtradores y estados larvarios de peces y crustáceos (Brennan & Owende, 2010).

1.2.4. Cosmética

Algunas especies de microalgas son utilizadas en la industria de la cosmética para el cuidado de la piel, tales como *Arthrospira* y *Chlorella* (por ejemplo, crema antiedad, productos refrescantes o regenerantes de la piel, emolientes y anti irritantes). Extractos de *Chlorella vulgaris* estimulan la síntesis de colágeno, apoyando la regeneración de tejidos y la reducción de arrugas.

Se han identificado más de 600 carotenoides producidos naturalmente en plantas, animales y hongos, de los cuales 400 han sido aislados y caracterizados. De éstos solo un número reducido se utiliza comercialmente, destacando entre ellos el β -caroteno y la astaxantina y solo 50 poseen actividad provitamina A. Los carotenoides hidrocarbonados se denominan colectivamente como carotenos y aquellos que contienen oxígeno se denominan xantofilas (Ambati, et al., 2018).

2. Objetivos

El objetivo del presente trabajo es realizar el diseño de una planta piloto para el crecimiento de microalgas en condiciones heterótrofas, que puedan ser utilizadas como suplemento en la alimentación animal y como fertilizantes. En este diseño se utilizará como sustrato para el crecimiento de las microalgas agua residual procedente de la industria del procesamiento de frutas y verduras.

2.1. Objetivos específicos:

- Se diseñará el biorreactor y los equipos de separación y secado.
- Se realizará un estudio del impacto ambiental que provoca el proceso de producción.
- Se evaluarán los posibles riesgos y aspectos de seguridad del proceso de producción.
- Se realizará un estudio de la legislación vigente relacionada con el proceso.

3. Bases de diseño

3.1. Base de cálculo

En el momento de la elaboración de este trabajo, se tomaron las referencias bibliográficas de (Lívanský & Doucha, 2012) y (Jeon, et al., 2014) para aproximar el posible comportamiento y crecimiento de la microalga *Chlorella vulgaris* en una planta piloto a partir del tratamiento de aguas residuales.

Se realizará el diseño de la planta para un caudal de 2 m³/d de agua residual procedente de una fábrica del procesado de frutas y verduras, cuyo contenido de dicho efluente se detalla en la Tabla 1.

Componentes	Nomenclatura	Valor
Demanda Biológica de Oxígeno	DBO ₅ (mg/L)	2170
Demanda Química de Oxígeno	DQO (mg/L)	3480
Demanda Química de Oxígeno soluble	DQO _{soluble} (mg/L)	2320
Carbono Orgánico Total	COT (mg/L)	735
Sulfatos	SO ₄ (mg/L)	5
Fosfatos	PO ₄ (mg/L)	97
Nitrógeno Total	NT (mg/L)	195
Sólidos Totales	ST (mg/L)	2827
Sólidos Suspendidos Totales	SST (mg/L)	874
Sólidos Suspendidos Volátiles	SSV (mg/L)	530
Sólidos Disueltos Totales	SDT (mg/L)	1953
pH	pH	6,7
Sodio	Na (mg/L)	277
Potasio	K (mg/L)	140
Magnesio	Mg (mg/L)	21
Calcio	Ca (mg/L)	34
Zinc	Zn (mg/L)	0,639
Cobre	Cu (mg/L)	0,111
Cromo	Cr (mg/L)	0,0231
Manganeso	Mn (mg/L)	1,1
Hierro	Fe (mg/L)	9,3
Plomo	Pb (mg/L)	0,01
Níquel	Ni (mg/L)	0,022
Cadmio	Cd (mg/L)	0,0027
Cobalto	Co (mg/L)	0,0088
Arsénico	As (mg/L)	0,01

Tabla 1. Análisis del afluente

Si se observan los datos presentados en la Tabla 1, el contenido en metales es menor del 1% respecto al total de los componentes analizados y el contenido

en carbono orgánico total (COT) de dichas aguas representa el 48,51% del total de los compuestos analizados.

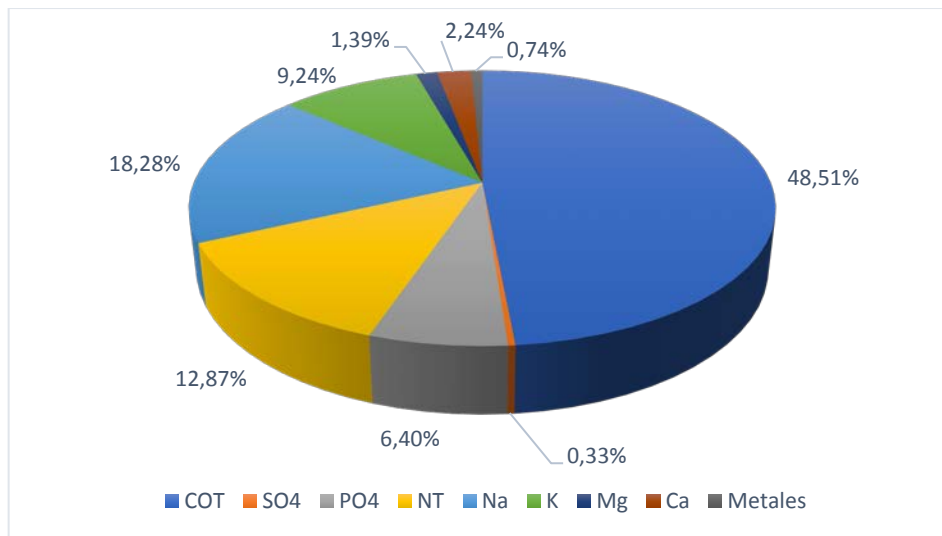


Ilustración 1. Gráfico de los componentes del agua residual

Teniendo en cuenta la composición de la microalga *C. vulgaris*, tal y como indica la bibliografía consultada, la proporción de nutrientes y carbono que tiene este tipo de agua residual es la adecuada para el crecimiento de dicha microalga. Con las siguientes relaciones de Carbono/Nitrógeno y Carbono/Fósforo:

$$\frac{C}{N} = 8,5 \quad \frac{C}{P} = 52,5$$

3.2. Localización

La planta estará situada en fábricas de procesado de frutas y verduras, por lo que entre las posibilidades existentes en el entorno de la provincia de Valladolid se ha seleccionado la zona de Segovia para la ubicación de la planta piloto, dado que en Sanchonuño hay una fábrica de procesado de verduras, llamada HUERCASA.

3.3. Condiciones ambientales

De forma general, se han considerado las siguientes condiciones ambientales correspondientes a la provincia de Segovia del año 2017:

$$P_{atmosférica} = 0,9 \text{ bar}$$

$$T_{máxima} = 30 \text{ °C}$$

$$T_{mínima} = -8 \text{ °C}$$

3.4. Límite de baterías

El diseño del proceso parte del agua residual hasta la obtención de la biomasa seca, como está representado en el diagrama de bloques del punto 5.1.

Se ha seleccionado el agua de red que intervendrá en el proceso con las siguientes condiciones:

$$P = 1 \text{ bar}$$

$$T = 15 \text{ °C}$$

Además, la corriente de salida del proceso, que contiene el agua tratada, no formará parte de los límites de batería del proyecto.

3.5. Criterios de diseño

Siguiendo los prometedores ensayos realizados por (Lívanský & Doucha, 2012) con *C. vulgaris* y glucosa como sustrato (78 g/L), consiguieron obtener una velocidad específica de crecimiento de 0,07 h⁻¹, mediante fed-batch en fermentadores de 600 litros. Logrando una tasa media de crecimiento de 1.22 g/L-h en 66,5 horas de cultivo. El rendimiento celular fue de 0,539 kg de alga seca por kg de glucosa.

En otro estudio diferente, (Mitra, et al., 2012), realizaron cultivos heterótrofos y mixotróficos de *C. vulgaris* con azúcar, con un escalado desde matraces Erlenmeyer de 250 ml hasta un biorreactor de 6 litros, con un aumento de la concentración de biomasa algal desde 8,3 g/l hasta 9,8 g/l en condiciones heterótrofas durante 4 días, usando proteína de soja como sustrato y glucosa como suplemento para el crecimiento de las microalgas.

(Guldhe, et al., 2017) muestran el tratamiento de aguas residuales con *C. sorokiniana* en el cual, realizan tanto cultivo autótrofo como heterótrofo para compararlos. Concluyendo que el cultivo heterótrofo obtiene 3 veces más biomasa que el autótrofo para unas mismas condiciones de pH y temperatura. Destaca también el potencial uso del agua residual como nutriente para el crecimiento heterótrofo con microalgas, pero recomienda el uso de suplementación durante el cultivo, para lograr mejorar la densidad de alga seca final, mejorando también así los contenidos en lípidos, hidratos de carbono y proteínas. Las concentraciones finales de biomasa son muy bajas en comparación con los resultados obtenidos en otros artículos (Lívanský & Doucha, 2012; Mitra, et al., 2012; Jeon, et al., 2014).

Del estudio bibliográfico realizado, se han obtenido los siguientes valores medios de distintos parámetros de crecimiento y utilización de la materia orgánica para la microalga *C. vulgaris* en condiciones heterótrofas. Estos valores medios son los que se tendrán en cuenta para el diseño. En la Tabla 2 se recogen dichos valores:

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Eliminación DQO	DQO_{elim} (g DQO_{elim} /L-d)	4,3
Eliminación Carbono Orgánico	C_{elim} (mg C_{elim} /L-d)	708,8
Eliminación Nitrógeno	N_{elim} (mg N_{elim} /L-d)	24
Eliminación Fósforo	P_{elim} (mg P_{elim} /L-d)	5,6
Temperatura	T (°C)	28
pH	pH	6,9
Tiempo de crecimiento	t (d)	8
Agitación	N (rpm)	130
Velocidad de crecimiento máxima	μ_m (d ⁻¹)	1,2
Constante de respiración endógena	K_d (d ⁻¹)	0,18
Constante de velocidad de crecimiento	K_s (mg DQO/L)	140
Rendimiento celular	Y (g biomasa/g DQO_{elim})	0,45

Tabla 2. Parámetros del crecimiento obtenidos de la bibliografía consultada.

4. Selección de alternativas

4.1. Selección de la microalga

Entre las microalgas citadas, la *Chlorella*, que forma parte del grupo de las algas verdes, llamado *Clorofita*. Habita en zonas de agua dulce y en suelos. Tienen un tamaño de entre 2 y 10 μm de diámetro y no posee flagelo. La célula contiene un núcleo, uno o varios cloroplastos y otras estructuras suspendidas en un citoplasma.

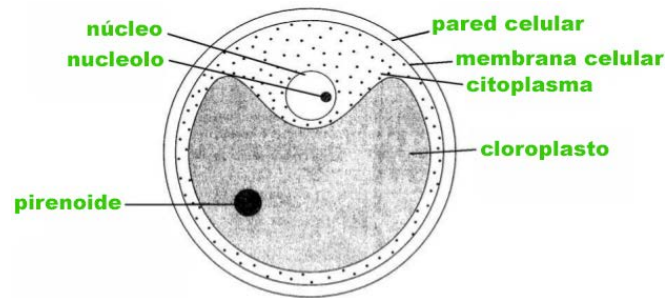


Ilustración 2. Estructura Chlorella

Dentro de este género encontramos diferentes especies conocidas como *C. autotrophica*, *C. minutissima*, *C. pyrenoidosa*, *C. sorokiniana*, *C. variabilis*, *protothecoides*, *C. vulgaris* o *C. zofingensis*. Entre todas estas, únicamente algunas pueden crecer en condiciones heterótrofas, es decir, en oscuridad con una fuente de carbono agregada, normalmente procedente de azúcares. Los recursos bibliográficos de los que se disponen actualmente detallan que la *C. pyrenoidosa* (Zhengyun, et al., 2007; Zhengyun & Xianming, 2007; Pleissner, et al., 2013), *C. sorokiniana* (Guldhe, et al., 2017; Kim, et al., 2013), *C. vulgaris* (Lívanský & Doucha, 2012; Mohan, et al., 2015; Perez-Garcia, et al., 2011a; Mitra, et al., 2012; Perez-García, et al., 2010; Shen, et al., 2015; Coelho, et al., 2014; Devi, et al., 2012; Perez-Garcia, et al., 2011b), *C. protothecoides* (Xian-Ming, et al., 2002; Xiong, et al., 2008; Wei, et al., 2010; O'Grady & Morgan, 2011) y la *C. zofingensis* (Po-Fung & Feng, 2005; Sun, et al., 2008) son las microalgas pertenecientes a esta familia, que pueden crecer mejor en condiciones heterótrofas.

Entre toda la bibliografía revisada la *C. vulgaris* y la *C. protothecoides* tienen ventajas en cuanto a la velocidad de crecimiento y rendimiento de producción de biomasa frente al resto de las microalgas.

En el estudio realizado por (Lívanský & Doucha, 2012) se detallan experimentos mediante fed-batch en fermentadores de 50 a 600 litros a 36 °C, con *C. vulgaris* bajo condiciones heterótrofas con aireación. Logrando muy altas densidades de biomasa de alga (entorno a los 100 g/L en peso seco). Estos experimentos fueron llevados a cabo en un medio sintético y una suplementación de glucosa con un contenido de unos 80 g/L para el fermentador de mayor tamaño.

Siguiendo con esta clase de *Chlorella*, (Jeon, et al., 2014) obtuvieron menores concentraciones, que los anteriores, en la biomasa de alga seca (entorno a los 50 g/L), pero los cultivos fueron escalados hasta biorreactores de 240 m³, para la obtención de un alga seca de alto contenido en lípidos (\approx 80 %). Realizaron el escalado del inóculo y el crecimiento en tres etapas, empezando con 50 L, pasando a 3 m³ y finalmente transfiriendo las células para su crecimiento a 9 m³ y terminando con un volumen de 12 m³ de cultivo. En la escala comercial el cultivo en los biorreactores de 240 m³ fue inoculado con 105 m³. Los tiempos de residencia estimados se fijaron en 4 días. De nuevo al igual que (Lívanský & Doucha, 2012) el crecimiento se realizó con el uso de un medio sintético y el aporte de glucosa, en este caso con una concentración de 40 g/L para el reactor de 25 m³.

Para llevar a cabo el proceso, lo primero que hay que elegir es el tipo de microalga que se va a utilizar para la obtención de biomasa, en este caso se selecciona la microalga *Chlorella vulgaris* porque es dentro de las microalgas la de mayor número de aplicaciones, mayor productividad, rápido crecimiento y posibilidad de crecer en condiciones de oscuridad. Con estos resultados bibliográficos, se ha decidido tomar los artículos relacionados con el cultivo heterótrofo de la *C. vulgaris*, para realizar el diseño de la planta piloto, en concreto, tomando como base de diseño los valores medios de los estudios (Lívanský & Doucha, 2012; Perez-Garcia, et al., 2011b; Shen, et al., 2015).

En la Ilustración 3 se puede observar la morfología, a modo de comparación, de la microalga *C. vulgaris* con otros tipos de microalgas.

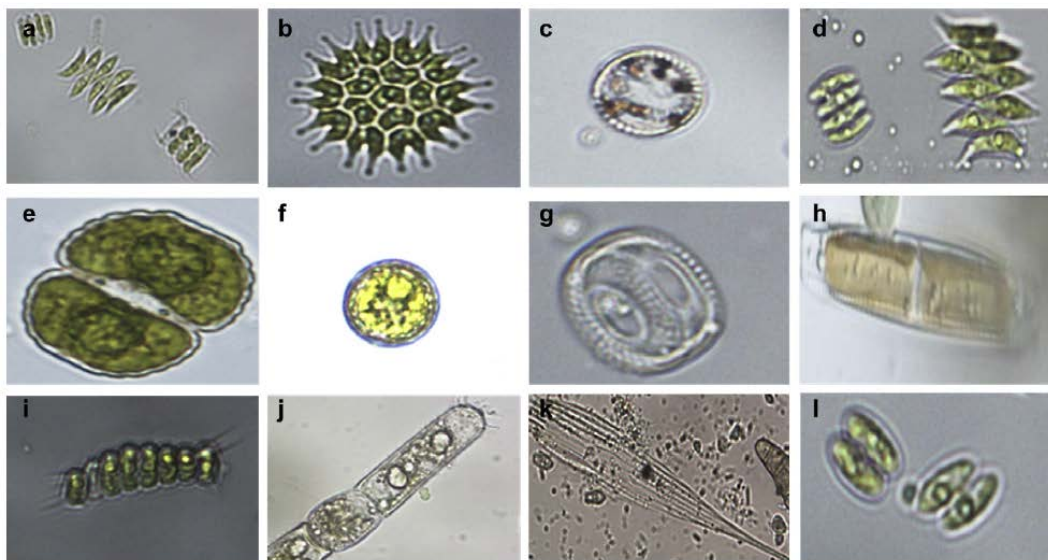


Ilustración 3. Diversidad de microalgas (Devi, et al., 2012)[a] *Scenedesmus quadricauda*; b) *Pedisatrum boryanum*; c) *Cyclotella bodanica*; d) *Scenedesmus dimorphus*; e) *Cosmarium quadrifarium*; f) *Chlorella vulgaris*; g) *Diatomea centric*; h) *Diatomea pinnada*; i) *Scenedesmus obliquus*; j) *Oedogonium*; k) *Nageliella*; l) *Cosmarium depressum*].

4.2. Condiciones de crecimiento de *Chlorella vulgaris*

Una vez elegido el tipo de microalga que se va a utilizar en el proceso, queda seleccionar el tipo de reactor utilizado en el cual se obtendrá la biomasa de *Chlorella vulgaris*. Para ello es necesario conocer los tipos de cultivos de microalgas existentes.

Dentro de las posibilidades que se encuentran para el crecimiento de algas se deben distinguir los siguientes:

4.2.1. Cultivo Autótrofo

Este sistema de cultivo presenta bajos costes de construcción y de operación, basados en la obtención de energía a través de la luz solar al fijar el CO₂ atmosférico

Este tipo de cultivo se puede llevar a cabo en los siguientes fotobiorreactores:

- Estanques abiertos
- Fotobiorreactores cerrados de tubos
- Fotobiorreactores cerrados de placas planas.

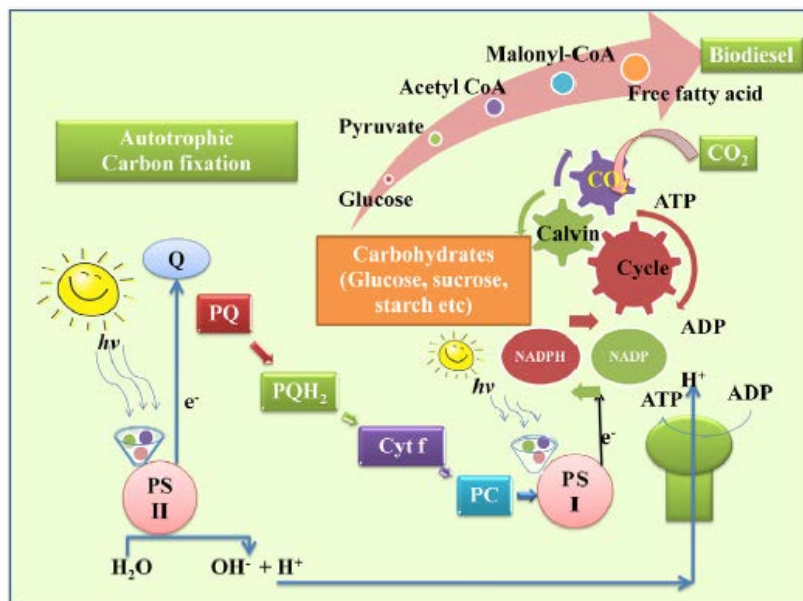


Ilustración 4. Cultivo Autótrofo (Mohan, et al., 2015)

4.2.2. Cultivo Heterótrofo

Se trata del crecimiento de las microalgas en ausencia de luz utilizando azúcares como fuentes de carbono como azúcar de remolacha, maíz, caña de azúcar o azúcares celulósicos (Klamczynska & Mooney, 2016). Pero en concreto la glucosa es la fuente de carbono que más se utiliza en estas condiciones, ya que es con la que mayores producciones de biomasa se han conseguido.

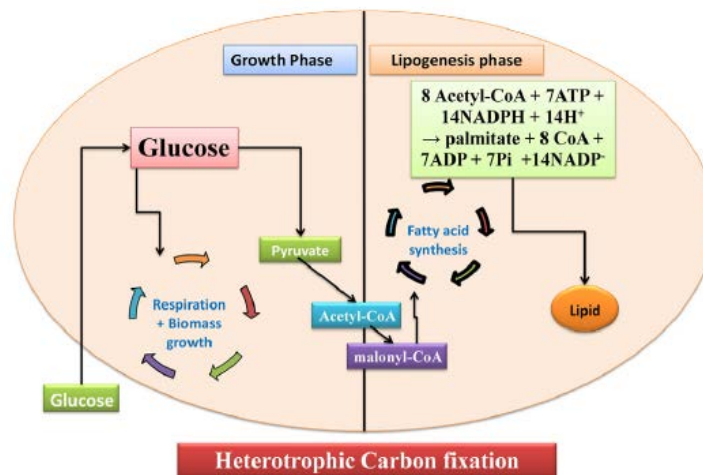


Ilustración 5. Cultivo Heterótrofo (Mohan, et al., 2015)

El crecimiento heterótrofo elimina los dos principales problemas de los fotobiorreactores: permite el uso de prácticamente cualquier fermentador (tanque agitado) como biorreactor, incluso aquellos utilizados para la producción de medicinas, bebidas, aditivos y también mejora la energía y los rendimientos, como un resultado importante de la reducción significativa de costes para la mayoría de los procesos (Perez-Garcia, et al., 2011a).

Las microalgas, por lo tanto, usan moléculas orgánicas como fuente primaria de energía y de carbono, a través del modelo nutricional heterótrofo, que facilita las altas producciones de biomasa que proporcionan una viabilidad económica para la producción a gran escala (Mohan, et al., 2015).

Sin embargo, las algas heterótrofas también entrañan una serie de limitaciones como: el número reducido de especies que puedan crecer en estas condiciones; aumentan los gastos y costes energéticos al agregar un sustrato orgánico; contaminación y competición con otros microorganismos para crecer en este determinado medio de cultivo; inhibición del crecimiento debido al exceso de sustrato orgánico; y la incapacidad para producir metabolitos inducidos por la luz (Perez-Garcia, et al., 2011a).

4.2.3. Cultivo Mixotrófico

Se trata de un tipo de cultivo que combina los dos anteriores, en el cual las algas pueden crecer tanto por procesos autótrofos como heterótrofos, por lo que las fuentes de energía proceden tanto de la luz del sol como de los compuestos orgánicos.

Con este tipo de cultivo se pueden conseguir incrementos del crecimiento, mejorando el aprovechamiento de los nutrientes durante el cultivo. No hay referencias en la literatura que indiquen unas condiciones específicas para las microalgas mixotróficas, pero lo más común es un sistema de fotobiorreactores que además tienen un suplemento con carbono orgánico (Lowrey, et al., 2015).

La asimilación simultánea de CO₂ y carbono orgánico puede ofrecer una oportunidad para cultivar de una forma más efectiva las microalgas, mientras se utilice eficientemente la luz disponible y el carbono orgánico.

4.3. Características del cultivo de *Chlorella*

Frente a los procesos convencionales, centrados en fotobiorreactores, el crecimiento en condiciones heterótrofas consigue eliminar la dependencia solar, el uso de grandes superficies para la instalación de los estanques abiertos y se logran mayores rendimientos de producción de biomasa celular de microalgas.

4.3.1. Composición

En cuanto a la composición, por lo general, la mayoría de las moléculas principales de las microalgas (proteínas, carbohidratos, lípidos, etc.) contienen carbono como elemento principal, con oxígeno, hidrógeno y nitrógeno en menor concentración. En la Ilustración 6 se pueden observar los valores típicos o rangos de la composición de la biomasa de alga tras el crecimiento heterótrofo (Bumbak, et al., 2011).

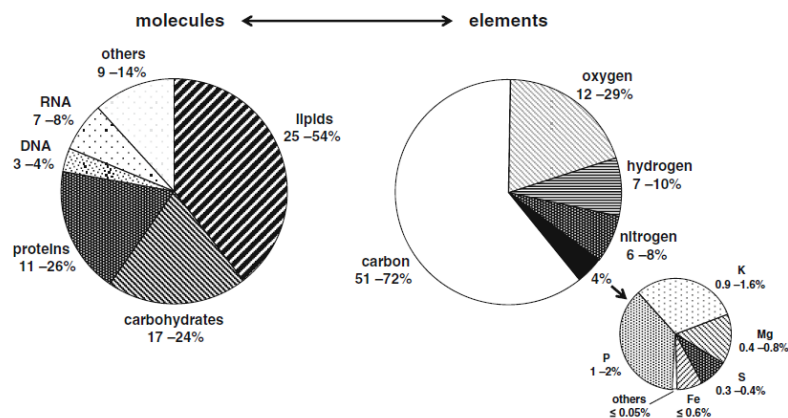
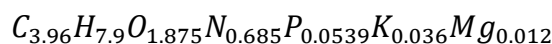


Ilustración 6. Composición biomasa *C. protothecoides* (Bumbak, et al., 2011)

Por lo tanto, la composición de la biomasa obtenida dependerá de los nutrientes que se tengan en el cultivo.

Para el cultivo heterótrofo de *C. vulgaris*, (Sansawa & Endo, 2004) determinaron su estequiometría molar como:



Que ha sido utilizada en artículos posteriores como por ejemplo (Lívanský & Doucha, 2012) y la que se va a tomar para el presente trabajo.

Cuyas relaciones de Carbono/Nitrógeno y Carbono/Fósforo (5,78 y 73,46, respectivamente) son de un orden similar a las aportadas por el agua residual, lo que permite afirmar que el agua residual procedente del procesado de frutas

y verduras es una buena fuente de carbono, Nitrógeno y Fósforo para el crecimiento de la microalga *Chlorella vulgaris*.

4.3.2. Cinética del crecimiento microbiano

La cinética de un proceso fermentativo analiza la rapidez de la variación de los valores de concentración de los diferentes componentes de un sistema de cultivo.

El conocimiento de la cinética de crecimiento y la producción de metabolitos es fundamental en el tratamiento cuantitativo de los procesos de fermentación.

El crecimiento celular en discontinuo tiene la siguiente forma:

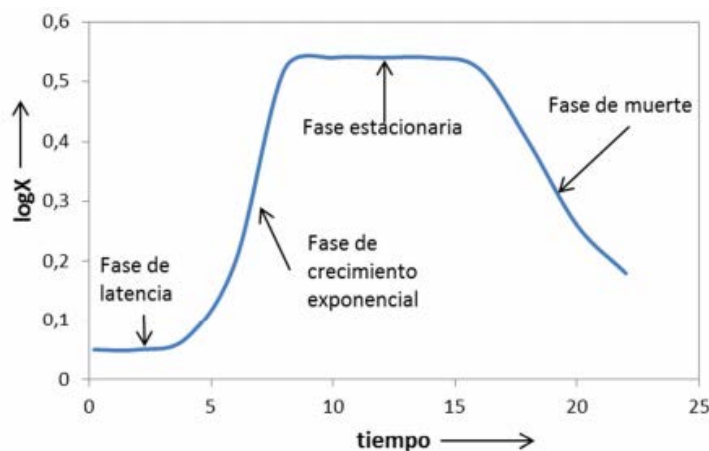


Ilustración 7. Crecimiento celular en discontinuo

- La **fase de latencia** se produce inmediatamente después de la inoculación. No hay iniciación de replicación de ADN ni separación de nuevas células. Se produce un reajuste de la composición macromolecular al nuevo ambiente en el que se encuentran las células inoculadas. Se debe minimizar este periodo.
- En la **fase de crecimiento exponencial** las células se reproducen a una velocidad que es la máxima para las condiciones existentes, por no existir una limitación de nutrientes. Se define como la velocidad de crecimiento.
- En la **fase estacionaria** se alcanza cuando se agota un nutriente, razón por la cual se detiene el crecimiento
- En la **fase de muerte** se produce la muerte celular y lisis masiva (exponencial) del cultivo. Se debe al agotamiento de las reservas energéticas.

La velocidad de crecimiento celular, r_x , (etapa de crecimiento exponencial), es proporcional a la propia concentración de la biomasa. Se ha demostrado que la velocidad específica de crecimiento, μ , depende de la concentración de

sustrato, S, y se puede expresar para una gran variedad de microorganismos mediante la siguiente ecuación:

$$r_X \equiv \frac{dX}{dt} = \mu \cdot X = \mu_m \frac{S}{K_S + S} \cdot X$$

Al principio del cultivo todos los nutrientes estarán en exceso y en particular el sustrato limitante también, por lo que la anterior ecuación se reduce a (fase exponencial):

$$r_X = \mu_m \cdot X$$

O bien:

$$\frac{dX}{dt} = \mu_m \cdot X$$

Ecuación que es fácilmente integrable y tomando a un tiempo inicial $t=0$, una concentración de microorganismos $X=X_0$, quedará:

$$\ln X = \ln X_0 + \mu_m \cdot t$$

O bien:

$$X = X_0 \cdot e^{\mu_m \cdot t}$$

Por tanto, en esta fase la concentración de la biomasa aumenta exponencialmente, y también lo hace r_X ya que reemplazando:

$$r_X = \mu_m \cdot X_0 \cdot e^{\mu_m \cdot t}$$

4.3.3. Factores que influirán en el cultivo

Según (Scragg, 2002) los factores principales que afectan a la velocidad de crecimiento son la concentración de sustrato, temperatura, pH y la inhibición por producto

A. Efecto de la concentración de sustrato

Se determinó que la relación entre la velocidad específica de crecimiento, y la concentración de sustrato es una hipérbola, una curva de saturación similar a la que describe la cinética enzimática tipo Michaelis-Menten, por lo que la ecuación matemática que describe esta relación es la siguiente:

$$\mu = \mu_m \frac{S}{K_S + S}$$

Que gráficamente se muestra en la siguiente Ilustración 8:

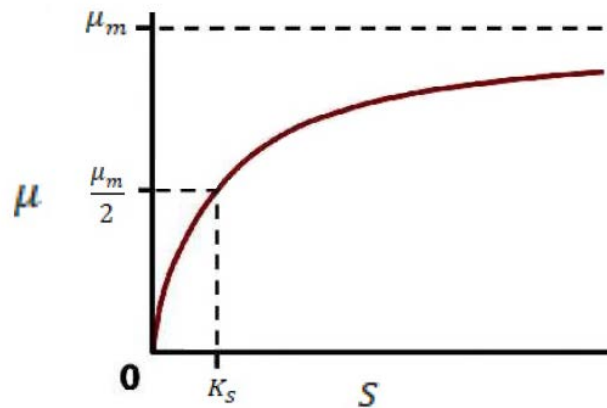


Ilustración 8. Cinética Michaelis-Menten

Donde:

- μ , es la velocidad específica de crecimiento (h^{-1}).
- S , es la concentración de sustrato ($\text{g}\cdot\text{l}^{-1}$).
- μ_m , es la velocidad específica de crecimiento máxima.
- K_s , es la constante de Monod ($\text{g}\cdot\text{d}^{-1}$).

Durante la fase de crecimiento exponencial, $S > K_s$ y, en consecuencia, $\mu = \mu_m$, es decir, en el cultivo discontinuo la población microbiana crece a la máxima velocidad posible. K_s representa la afinidad de los organismos por el sustrato. En general, los valores de K_s son extremadamente bajos y, en consecuencia, son difíciles de determinar. Para las fuentes de carbono y energía, los valores de K_s son aproximadamente de 10^{-5} , para el fosfato, K^+ y Mg^{2+} , 10^{-5} M, para el O_2 , de 10^{-6} a 10^{-5} M.

Linealizando, la ecuación de Monod, anteriormente descrita, se obtiene:

$$\frac{1}{\mu} = \frac{K_s}{\mu_m} \cdot \frac{1}{S} + \frac{1}{\mu_m}$$

Lo que gráficamente sería una línea recta, representando $1/\mu$ frente a $1/S$:

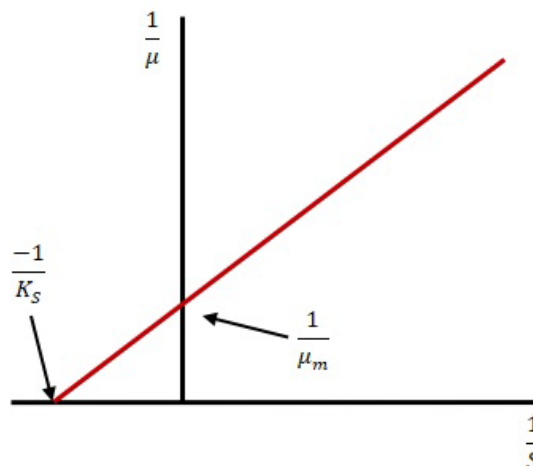


Ilustración 9. Cinética de Monod

B. Efecto de la temperatura

Del mismo modo que en todas las reacciones químicas, los procesos fermentativos también están influidos por la temperatura. En el crecimiento microbiano se pueden distinguir las siguientes clases de microorganismos, según su temperatura de crecimiento:

- Psicrófilos, crecen a temperaturas inferiores a 20 °C
- Mesófilos, crecen a temperaturas comprendidas entre 20 y 37 °C.
- Termófilos, crecen a temperaturas superiores a 38 °C.

El crecimiento se puede describir por:

$$\frac{dx}{dt} = \mu X - \alpha X$$

Donde:

- μ , es la velocidad específica de crecimiento (h^{-1}).
- α , es la velocidad específica de muerte (h^{-1}).
- X , es la concentración de microorganismos ($\text{g}\cdot\text{l}^{-1}$).

Las curvas de μ frente a la temperatura, tienen forma similar para las tres clases de microorganismos, con μ duplicándose por cada elevación de aproximadamente 10 °C de temperatura. Esto se debe a la ecuación de Arrhenius de μ_m (h^{-1}) frente a la temperatura (Ilustración 10). A temperaturas más altas, se inicia la desaparición hasta llegar a la muerte celular.

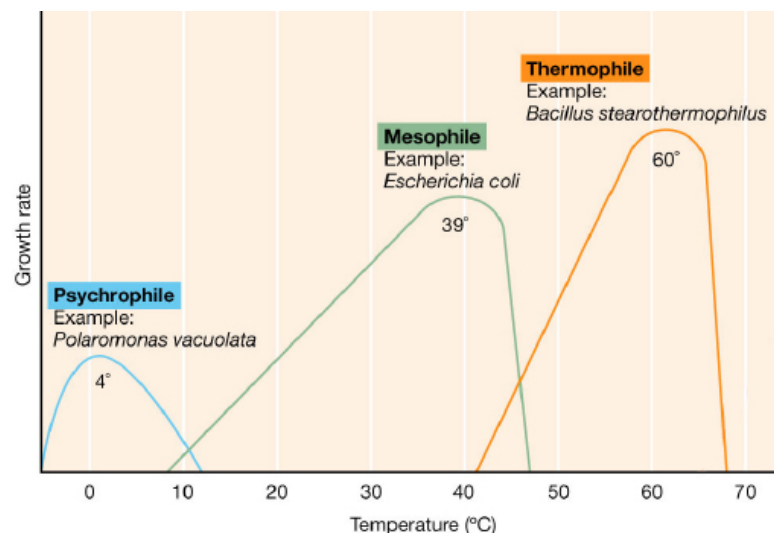


Ilustración 10. Crecimiento celular de algunos microorganismos según su temperatura de crecimiento (Madigan, et al., 2004)

El crecimiento y la mortalidad se pueden describir por la relación de Arrhenius:

$$\mu = A \cdot e^{-\frac{E}{R \cdot T}}$$

$$\alpha = A' \cdot e^{-\frac{E'}{R \cdot T}}$$

Donde:

- A y A' son constantes.
- E y E' son las energías de activación para el crecimiento y la mortalidad, respectivamente.
- R es la constante de los gases ($8.314 \text{ J}\cdot\text{mol}^{-1}\cdot\text{K}^{-1}$).
- T es la temperatura absoluta (K).

Los valores típicos de las energías de activación E y E' son $63 - 84 \text{ kJ}\cdot\text{mol}^{-1}$ y $251 - 293 \text{ kJ}\cdot\text{mol}^{-1}$, respectivamente.

El aumento de la velocidad de mortalidad a temperaturas altas se debe principalmente a la desnaturalización termal de las proteínas, la cual provoca un aumento en el requerimiento energético del mantenimiento celular para mecanismos de reparación. A bajas temperaturas, los mecanismos regulatorios de la célula son afectados, además de las limitaciones difusionales como el transporte de sustratos hacia y dentro de la célula. Como resultado, la producción de biomasa decae a temperaturas extremas (Scragg, 2002).

C. Efecto del pH

Los microorganismos tienden a crecer en un intervalo limitado de pH y, aún dentro de este intervalo frecuentemente cambian su metabolismo como resultado de un cambio de incluso 1 – 1,5 unidades de pH. En general, las microalgas crecen dentro de un intervalo de 6,5 a 7,5.

Durante las fermentaciones se debe controlar el pH, particularmente cuando se forman productos ácidos como el ácido láctico, acético y cítrico o cuando los mismos sustratos de crecimiento son ácidos o bases, de modo que al consumirse el pH del medio cambiará de manera importante. En el presente trabajo, esto no se tiene por que tomar en consideración dado que no hay subproductos debidos al crecimiento de las microalgas, pero sí se controlará el pH para tener las mejores condiciones posibles.

D. Efecto de la alta concentración de sustrato

Si la concentración inicial de sustrato es aumentada a un valor considerablemente más alto que la concentración mínima de saturación, por ejemplo 10 – 20 veces mayor que K_s , la velocidad de crecimiento puede comenzar a disminuir debido a la inhibición por sustrato.

A altas concentraciones de azúcar o sal la inhibición probablemente se debe al alto esfuerzo osmótico impuesto a las células, el cual causa su deshidratación y problemas difusionales.

La inhibición del crecimiento a concentraciones bajas de sustrato puede ser el resultado de la inhibición de enzimas metabólicas clave.

4.4. Agua residual

En el diseño de la planta piloto para el crecimiento de microalgas heterótrofas se utilizará la materia orgánica contenida en el agua residual procedente del procesado de frutas y verduras como sustrato para el crecimiento.

Este tipo de aguas, con altos contenidos en carbono y nitrógeno, permitirán realizar con éxito el cultivo de microalgas en condiciones de oscuridad. Se aprovecha de esta forma el contenido de las aguas, obteniendo un producto de valor añadido, biomasa algal, que puede tener distintas aplicaciones, como fertilizante, para alimentación de animales, o para la producción de biodiesel.

Además de obtener un producto valorizable, también se consigue un agua limpia que puede ser destinada para el riego de las zonas de cultivo colindantes en las fábricas de procesado de frutas y verduras.

Dicho esto, se tiene que tener en cuenta que, al tomar una fuente tan cambiante, según qué frutas o verduras se hayan procesado, el contenido de las aguas podrá variar. Por lo que se toman valores medios reales de estas aguas para llevar a cabo el diseño de la planta para el crecimiento de las microalgas.

4.4.1. Caracterización de las aguas residuales

Para caracterizar las aguas residuales se emplea un conjunto de parámetros que son utilizados para cuantificar los contaminantes de éstas. Los parámetros más habituales son los siguientes:

- **Sólidos en suspensión:** se denomina este modo a la fracción de los sólidos totales que quedan retenidos por una membrana filtrante de un tamaño determinado ($0,45 \mu\text{m}$). Dentro de los sólidos en suspensión se encuentran los sólidos sedimentables y los no sedimentables.
- **Demanda Bioquímica de Oxígeno a los 5 días (DBO_5):** es la cantidad equivalente de oxígeno (mg/l) necesaria para oxidar biológicamente los componentes de las aguas residuales. En el transcurso de los cinco días de duración del ensayo se consume aproximadamente el 70% de las sustancias biodegradables.
- **Demanda Química de Oxígeno (DQO):** es la cantidad equivalente de oxígeno (mg/l) necesaria para oxidar los componentes orgánicos del agua utilizando agentes químicos oxidantes.
- La **relación DBO_5/DQO** indica la biodegradabilidad de las aguas residuales:
 - $\geq 0,4$ Aguas muy biodegradables
 - $0,2 - 0,4$ Aguas biodegradables
 - $\leq 0,2$ Aguas poco biodegradables

- **Nitrógeno:** se presenta en las aguas residuales en forma de nitrógeno orgánico, amoníaco y, en menor cantidad, de nitratos y nitritos. Para su cuantificación se recurre generalmente a métodos espectrofotométricos.
- **Fósforo:** en las aguas residuales aparece principalmente como fosfatos orgánicos y polifosfatos. Al igual que las distintas formas nitrogenadas, su determinación se realiza mediante métodos espectrofotométricos.

Además de estos, podríamos tener en cuenta los aceites y grasas, así como los organismos patógenos presentes en el agua residual.

4.5. Pretratamiento del agua residual

Existen diferentes pretratamientos del agua residual procedente de la industria del procesado de vegetales, con el fin de eliminar los sólidos suspendidos presentes en el agua. Como tamices, sedimentación, flotación, filtración, entre otros.

Dentro de las posibilidades a utilizar para el pretratamiento de las aguas residuales antes de comenzar la fermentación. Se ha decidido seleccionar aquella operación de separación física que tenga un alto rendimiento de producción, sin requerimiento de agentes químicos y de bajo consumo energético.

Por estas razones se ha decidido optar por la filtración por membrana para eliminar la gran cantidad de sólidos suspendidos presentes en la corriente de agua residual. Dentro de este proceso de separación, a continuación, se muestran los diferentes tipos de filtraciones disponibles y habituales en el tratamiento de aguas residuales, según el porcentaje de sólidos que elimina y el tamaño de partícula.

La filtración por membrana es una de las tecnologías más modernas utilizadas para:

- Clarificación de jugos, bebidas, vinos y cervezas.
- Concentración de jugos, suero de quesería y otros.
- Desmineralización y purificación del agua.
- Separación de componentes como proteínas, hidratos de carbono, gomas, etc.
- También puede aplicarse para la pasteurización de algunos productos sin tener que recurrir a tratamientos térmicos.

La membrana funciona no sólo en función del tamaño de partícula, sino como una pared de separación selectiva. Algunas sustancias pueden atravesar la membrana, mientras que otras quedan atrapadas en ella.

4.5.1. Micro y Ultrafiltración

El principio de la micro y la ultrafiltración es la separación física de los componentes que componen el fluido líquido.

El tamaño de poro de la membrana es un factor importante para determinar qué sólidos suspendidos o disueltos y qué microorganismos pueden pasar y cuáles son retenidos.

Las sustancias de mayor tamaño que los poros de la membrana son totalmente retenidas. Algunas sustancias más pequeñas que los poros de la membrana pueden ser retenidas (total o parcialmente), dependiendo de la selectividad de la membrana.

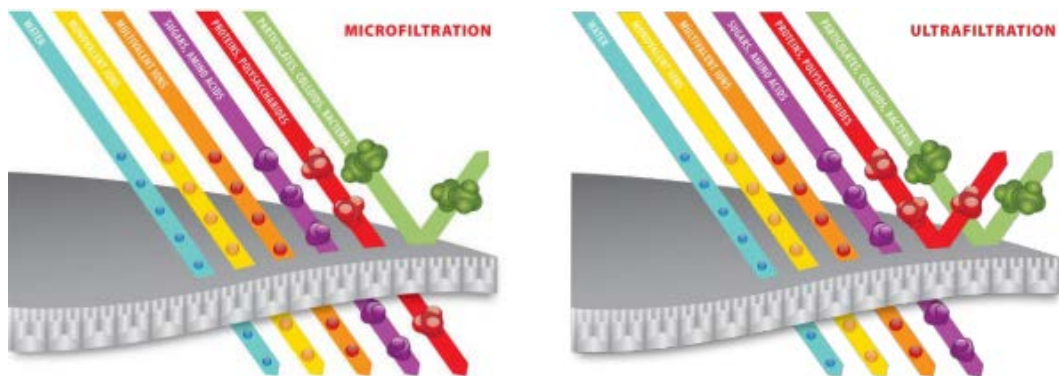


Ilustración 11. Comparación de la retención de micro y ultrafiltración

Debido al carácter abierto de las membranas su productividad es alta y las diferencias de presión requeridas son bajas. Siendo el tamaño de poro de 0,1 a 10 μm para microfiltración y 0,001 – 0,1 μm para ultrafiltración.

4.5.2. Nanofiltración

La Nano filtración permite la separación de sustancias orgánicas (proteínas, azúcares), microorganismos y algunas sales polivalentes. Requiere la aplicación de presiones más elevadas que para los dos procesos anteriores.

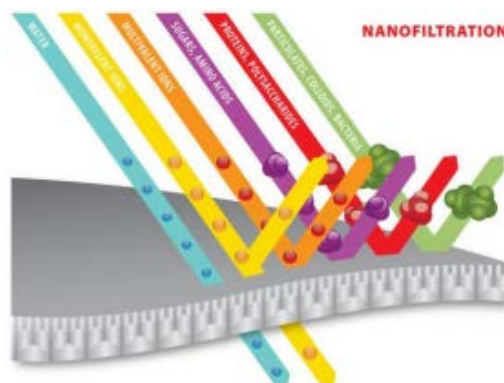


Ilustración 12. Retención de la Nanofiltración.

En este tipo de proceso la separación ocurre por difusión a través de la membrana.

La presión requerida para realizar la Nano filtración es mucho más alta que la requerida para la micro y la ultrafiltración, mientras que la productividad es mucho más baja. Lo que se traduce en mayores costes energéticos.

A modo de cuadro resumen, en la siguiente Tabla 3, se recoge cada uno de los procesos:

Proceso	Tamaño de partícula retenidas	Tipo de partículas retenidas	Presión requerida
Nanofiltración	$D_p \geq 1 \text{ nm}$	Azúcares y sales polivalentes.	5 – 20 bar
Ultrafiltración	$D_p \geq 0,001 \text{ }\mu\text{m}$	Proteínas y macromoléculas.	1 – 10 bar
Microfiltración	$D_p \geq 0,1 \text{ }\mu\text{m}$	Microorganismos, coloides, glóbulos de grasa.	0,1 – 5 bar

Tabla 3. Diferentes procesos de filtración con membranas.

En definitiva, en la etapa de pretratamiento, que se busca en este proceso de producción de microalgas, el objetivo es eliminar casi la totalidad de los sólidos suspendidos presentes en las aguas residuales, por lo que la ultra filtración con membranas será la opción seleccionada para retener dichos sólidos y así no alterar el resto de componentes presentes en el agua, reteniendo los microorganismos y las macromoléculas existentes, dejando pasar las sales, nutrientes y materia orgánica disuelta necesaria para el cultivo de las microalgas. La eliminación de patógenos sin necesidad de adicción de productos químicos y el coste energético relativamente pequeño, hacen de esta tecnología una de las más utilizadas e investigadas en los últimos años.

El funcionamiento de la membrana se basa en una barrera de separación (semipermeable) específica, que deja pasar una serie de sustancias a su través mientras otras quedan retenidas. A la corriente que atraviesa la membrana se la denomina “Permeado” o “Filtrado”, mientras que la corriente que no consigue atravesarla se conoce como “Retenido” o “Concentrado”. Mediante la aplicación de una diferencia de presión se consigue la separación de estas dos corrientes.

El porcentaje de efectividad de una membrana se basa en la selectividad y la productividad. La selectividad se expresa mediante un parámetro denominado

factor de retención o separación y la productividad indica la densidad de flujo de permeado ($L \cdot m^{-2} \cdot h^{-1}$).

La filtración con membranas se subdivide según el tipo de módulo de membranas a utilizar. Se denomina módulo al elemento más simple de la membrana que puede utilizarse en la práctica, cuyo diseño debe cumplir cinco objetivos principales:

- Economía de fabricación
- El módulo debe proveer de soporte y cierres para mantener la integridad de la membrana contra averías y fugas.
- Debe desplegar la corriente de alimentación para lograr un íntimo contacto con la membrana.
- Debe permitir una fácil salida del permeado.
- Debe permitir una correcta limpieza de la membrana cuando sea necesario.

Dentro del concepto de módulo se debe distinguir entre:

- **Fibras huecas - capilares:** las fibras huecas, son membranas de diámetro muy pequeño, y los capilares son membranas de diámetro más grande usadas para la separación de líquidos.

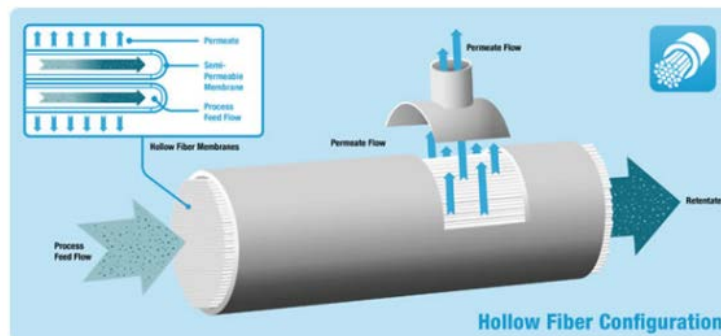


Ilustración 13. Configuración de las membranas de fibra hueca

- **Tubular:** son membranas cilíndricas que se disponen dentro de una carcasa. La alimentación se bombea por el interior de las membranas produciéndose un flujo lateral de permeado.

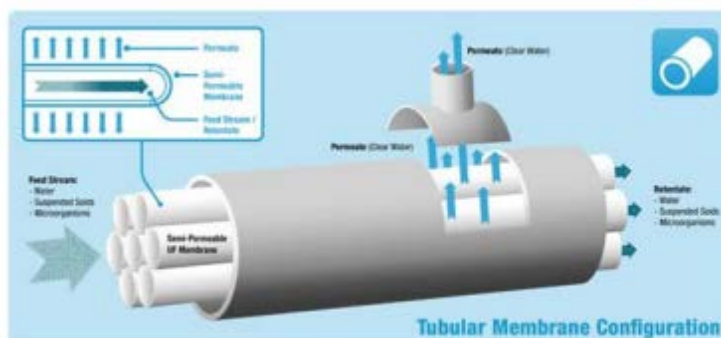


Ilustración 14. Configuración de las membranas tubulares.

- **Espiral:** La membrana de lámina plana puede adaptarse a un módulo barato y compacto mediante enrollamiento en espiral. Está hecho de un diámetro grande, de unos 400 mm, que utiliza muchas láminas. Se utiliza para osmosis inversa y ultrafiltración.

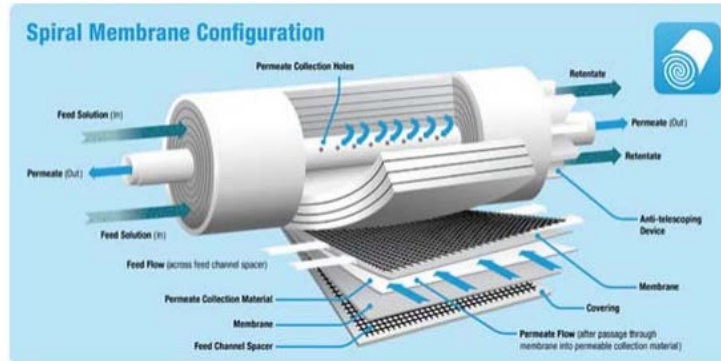


Ilustración 15. Configuración de las membranas en espiral

Las configuraciones de fibras huecas según (Elias & Van Cleef, 1998) se utilizan en los procesos de purificación de agua de bajo contenido de sólidos. es por esto que la configuración escogida para el proceso de eliminación de sólidos en el pretratamiento ha sido la de fibras huecas, donde la alimentación entra en el equipo por un extremo y fluye a través de los poros de las fibras. Los sólidos suspendidos rechazados se concentran y salen por el otro extremo. El solvente y los solutos de bajo peso molecular pasan a través de las fibras y son extraídas por la salida del producto.

La velocidad aproximada de la circulación del fluido en el interior de la membrana es de 2 – 6 m/s. Su consumo de energía se expresa por cada 100 L de permeado y este suele ser de entre 0,8 – 2,5 kWh. Por último, los porcentajes de eliminación habituales de sólidos suspendidos para ultrafiltración en una etapa son del 100% (Elias & Van Cleef, 1998).

La gran ventaja de este tipo de configuración es su resistencia, soportando cargas mucho mayores y presentan un sistema de hermeticidad de los módulos muy eficaz. Esto quiere decir que puede operar con suspensiones con una mayor cantidad de sólidos en suspensión. Sin embargo, uno de los inconvenientes es que la relación superficie/volumen disminuye mucho con respecto al resto de configuraciones.

4.6. Recuperación de la biomasa algal del medio de cultivo

En muchas áreas de la industria química, el producto de un proceso es un líquido que contiene un valioso material sólido en forma suspendida o disuelto. En muchos casos es necesario separar el material sólido del solvente para obtener el material seco. El objetivo puede ser reducir costes de transporte o porque el material tiene mejores propiedades en forma seca que cuando está disuelta.

En el caso de la producción de biomasa algal, la pasta de algas obtenida en cualquier proceso de producción suele tener hasta un 90% de agua por lo que es necesario incorporar un proceso de separación que elimine la mayor cantidad de agua posible. Para ello existen multitud de tecnologías.

4.6.1. Floculación

En la mayoría de los procesos de producción de biomasa algal, se realiza un pretratamiento químico conocido como floculación, con el fin de favorecer la formación de flóculos o coágulos, los cuales garantizan una labor más eficiente en los sistemas posteriores de eliminación de agua.

Esta técnica tiene ciertas limitaciones si el uso final de la biomasa algal está destinado a la alimentación humana y/o animal, ya que los floculantes que se utilizan pueden ser tóxicos o inadecuados para el consumo. Por esta razón no se tendrán en cuenta en el diseño que se describe en este trabajo y directamente se utilizarán únicamente aquellos sistemas físicos de separación que no supongan un inconveniente para cumplir las normativas alimentarias (Kuan-Yeow, et al., 2013).

4.6.2. Filtración

Dentro de esta técnica se encuentran los filtros de prensa que operan a presión o a vacío y se pueden utilizar para recuperar una gran cantidad de biomasa algal, pero para algunas aplicaciones, el filtrado puede ser relativamente lento, lo que es insatisfactorio (Singh & Patidar, 2018).

4.6.3. Sedimentación

Hay multitud de variantes dentro de esta técnica. Es un proceso relativamente económico en comparación con otros sistemas de separación, ya que éste se basa en la acción de la gravedad en dos fases de diferentes densidades. Pero, por otro lado, tiene un % de recuperación bajo, lo cual limita su aplicación. Se suele utilizar en grandes producciones, donde no importa tanto que haya algunas pérdidas del producto de interés (Singh & Patidar, 2018).

4.6.4. Centrifugación

Este es el sistema de separación más eficaz, ya que se consigue eliminar la mayor parte del agua, con un porcentaje de recuperación de microalgas muy elevado, aunque tiene como principal inconveniente sus altos costes de operación. Por lo que solo se podrá utilizar si el producto que se va a obtener es de elevado valor añadido (Singh & Patidar, 2018; Kuan-Yeow, et al., 2013).

Como el producto de interés que se obtiene en este proceso es de alto valor añadido y puede ser utilizado en alimentación animal, las dos tecnologías más adecuadas serán la filtración y centrifugación. Se selecciona la segunda para el presente trabajo por ser la más eficaz de las dos y permitir eliminar mayor cantidad de agua, lo que se puede observar en la Ilustración 16, donde se

puede seleccionar el tipo de tecnología de separación por el tamaño y la concentración del microorganismo según (Amaro, et al., 2018).

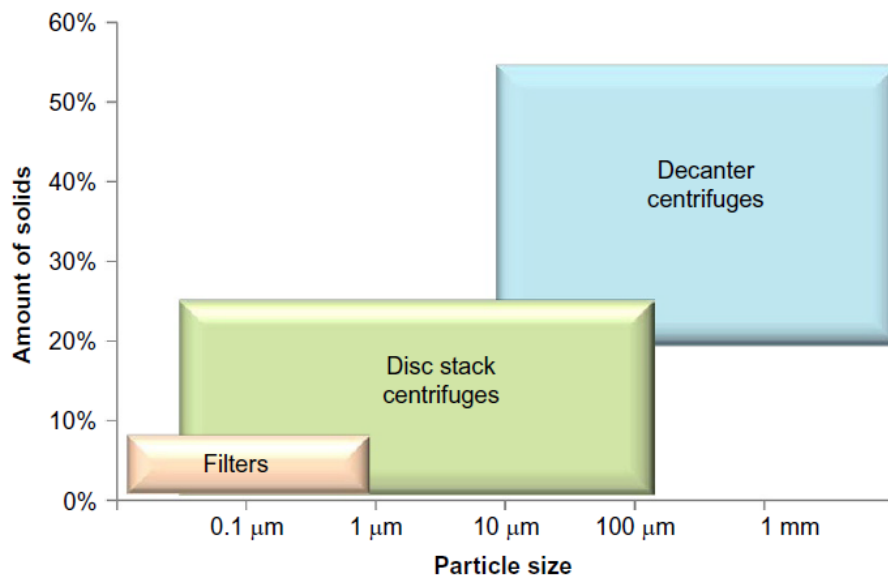


Ilustración 16. Diferentes tecnologías de separación de microorganismos (Amaro, et al., 2018).

Los factores principales que controlan la capacidad de la centrifuga para separaciones biológicas son el tamaño de partícula, la diferencia de densidad entre las células y el caldo de cultivo y la viscosidad de éste. Para la mayoría de los caldos de fermentación, la viscosidad está en el intervalo de 1 – 2 cp y no presenta problemas especiales.

En la siguiente ilustración se puede observar el detalle de las partes que componen la centrifuga de discos:

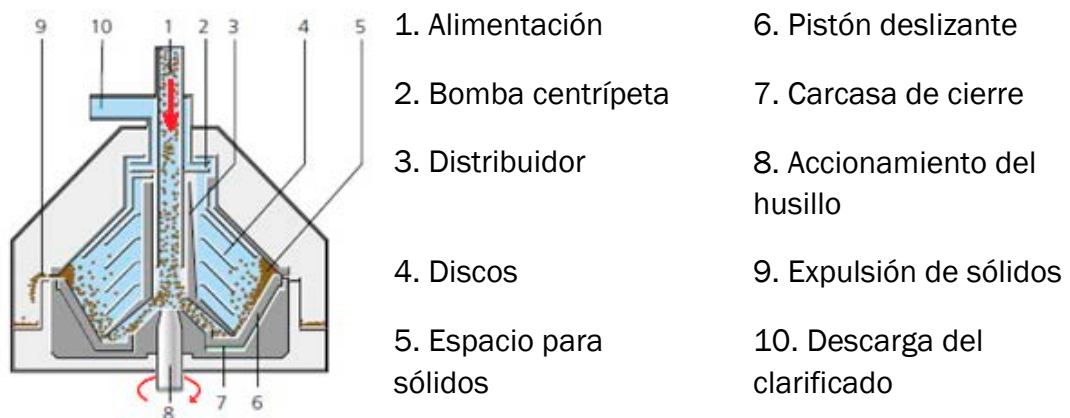


Ilustración 17. Detalle constructivo de una centrifuga de discos

El equipo de centrifugación se clasifica de acuerdo con su estructura interna. Las centrifugas de discos son muy comunes en bioprocesos. Existen muchos tipos de centrifugas de discos, diferenciándose entre ellas en el método empleado para descargar el material acumulado. En las centrifugas de disco

simple, los sólidos deben ser extraídos periódicamente de forma manual. También es posible la descarga continua o intermitente de sólidos en muchas centrífugas de discos sin necesidad de reducir la velocidad de la cesta. Algunas centrífugas están equipadas con boquillas en la periferia para la descarga continua de sólidos, mientras que otras poseen válvulas para la descarga intermitente. Otro método consiste en concentrar los sólidos en la periferia de la cesta y entonces descargarlos por la parte superior de la centrífuga mediante un dispositivo de salida, tal y como se muestra en la Ilustración 17. Un inconveniente de las centrífugas con descarga automática de sólidos es que los sólidos deben permanecer suficientemente húmedos como para fluir a través de la máquina. Además, debe disponer de boquillas extra para la limpieza de la cesta y evitar el taponamiento de esta.

Las centrífugas de discos contienen láminas cónicas de metal, denominadas discos, que se encuentran apiladas una encima de otra con separaciones entre ellas tan pequeñas como 0,3 mm. Los discos giran con la cesta y su función consiste en dividir el líquido en finas capas. Como se muestra en la Ilustración 18, la alimentación se deposita cerca del fondo de la centrífuga y asciende a lo largo de los agujeros existentes en los discos. Entre los discos, los componentes pesados de la alimentación son lanzados hacia afuera bajo la influencia de las fuerzas centrífugas mientras que el líquido más ligero se deposita en el centro de la cesta. Cuando son arrojados, los sólidos golpean la parte inferior de los discos y resbalan hacia la parte inferior de la cesta. Al mismo tiempo, el líquido más ligero fluye hacia adentro por la superficie superior de los discos y es descargado por la parte superior de la cesta. El líquido más pesado que contiene los sólidos puede descargarse bien por la parte superior de la centrífuga o a través de las boquillas situadas alrededor de la cesta. Las centrífugas de discos utilizadas en bioprocesos desarrollan normalmente entre 5000 y 15000 veces la fuerza de la gravedad. Como referencia, la diferencia de densidad mínima entre el sólido y el líquido recomendada para una separación satisfactoria en una centrífuga de discos es aproximadamente $0,01 - 0,03 \text{ kg/m}^3$. En operaciones reales, con caudales normales de operación, el diámetro de partícula mínimo de separación es alrededor de $0,5 \mu\text{m}$ (Doran, 1995).

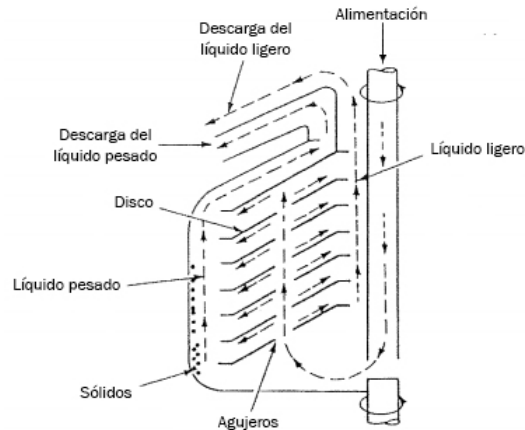


Ilustración 18. Mecanismo de separación en una centrífuga de discos.

Los discos se sitúan en el interior de la centrífuga con un ángulo de inclinación que suele tener unos valores típicos entre 35 y 50°. El número de discos normalmente están entre 50 y 200 discos, para el rango de la fuerza centrífuga detallado anteriormente.

Las suspensiones típicas de sólidos, especialmente en fermentaciones, tienen un contenido en la alimentación entre 1 y 6% en masa de sólidos.

4.7. Secado de la biomasa algal

Un proceso posterior a la separación de la biomasa del agua tratada sería la deshidratación de la biomasa algal, que ha absorbido una elevada cantidad de agua durante su crecimiento, para ello, se suelen llevar a cabo diversos procedimientos de secado como: secado por aspersion, liofilización, secado en lecho fluidizado, etc. (Singh & Patidar, 2018; Kuan-Yeow, et al., 2013).

La biomasa recuperada en la etapa de separación aún tiene un alto contenido de humedad, en torno al 85%, por lo que la aplicación de una etapa de secado al final de proceso es fundamental para conseguir un producto seco (Fasaei, et al., 2018).

Esta etapa está caracterizada por el tipo de secadero utilizado, éste puede ser: de bandejas, indirectos a vacío, continuos de túnel, rotatorios o por aspersion. Es este último el que presenta mayor interés en procesos de secado de biomasa como el que se presenta en este trabajo.

4.7.1. Secado por congelación a vacío (liofilización)

En el secado por congelación y vacío, el secado tiene lugar a bajas temperaturas, por debajo de 0 °C. En el caso del secado de productos biotecnológicos, alimentarios y farmacéuticos, se aplican temperaturas que oscilan entre -5 y -40 °C y un vacío medio. El proceso tiene las siguientes ventajas:

- La humedad se elimina a baja temperatura, lo que de hecho excluye la inactivación térmica del producto.

- La estructura del material se mantiene (las partículas y las células no se dañan).
- Es fácil obtener un producto seco estéril en paquetes de unidades comerciales (ampollas y botellas).

Las principales desventajas de la liofilización incluyen una larga duración del proceso, un alto consumo de energía y equipos complicados. En el liofilizado, una etapa muy importante es la congelación, que precede directamente a la sublimación. Dependiendo del método de secado y las propiedades fisicoquímicas de las sustancias, se aplica una congelación inicial llamada autocongelación. La congelación inicial tiene lugar en la cámara de secado como resultado de una disminución lenta de la temperatura y la presión. Un enfriamiento muy lento afecta desfavorablemente a las células porque la concentración de electrolitos aumenta en el medio ambiente y las células se deshidratan excesivamente. A una velocidad de enfriamiento lenta y promedio (10 a 100 °C/min), se forman grandes cristales de hielo que pueden dañar mecánicamente las estructuras de las células, como las membranas citoplásmicas.

4.7.2. Secado en tambor rotatorio

En los secadores de tambor el material puede secarse por convección, dentro del tambor. También hay secadores cilíndricos con secado por contacto del material en la superficie externa del cilindro. El primer tipo de secadores de tambor se usa ampliamente para productos a granel. El material debe estar en forma de gránulos o pasta densa. La eficiencia de tal secado no es alta. Los secadores de tambor del segundo tipo se usan con más frecuencia para secar suspensiones. Una capa delgada del material queda retenida sobre la superficie caliente del cilindro, que una vez seca, se debe retirar mediante raspadores especiales. Tal método de secado es adecuado para productos que no requieren un control especial del secado o un régimen de temperatura específico (por ejemplo, concentrados de forraje, productos de desecho).

4.7.3. Secado en spray

El método de secado spray es ampliamente utilizado, en particular para suspensiones líquidas de sustancias resistentes a altas temperaturas, tales como biopolímeros y productos de transformaciones microbiológicas. Por otro lado, la pulverización también se puede aplicar a sustancias termolábiles, siempre que el material pulverizado esté muy disperso y el agente de secado tenga una temperatura alta (el proceso de secado tiene lugar inmediatamente a la temperatura de bulbo húmedo). Por lo tanto, la calidad del producto no se deteriora.

La instalación de los equipos conlleva el uso de sistemas de control y medición de alta calidad, para mantener la temperatura de secado en condiciones óptimas para el secado en espray

Las principales desventajas de estos dispositivos son su alto precio y la eliminación de polvo del producto, debido a la posible deposición de producto en la cámara, paredes y tubos de gas que extraen el polvo. A menudo esto sucede debido a las propiedades cambiantes del material que se pulveriza, esto está relacionado con las diferentes composiciones del caldo de fermentación, los cambios en los factores de conversión durante el proceso de fermentación y las cantidades variables de aditivos.

Algunos ejemplos de las aplicaciones del secado en espray pueden ser las suspensiones de antibióticos, levaduras, aminoácidos y enzimas, entre otros.

Se ha decidido seleccionar el secado en espray para el secado de la biomasa, debido a la no degradación del producto, las microalgas y por ser un método secado fácilmente escalable, dado que el propósito del presente trabajo es el diseño de una planta piloto, que posteriormente pueda ser llevada a un tamaño industrial. Por último, el rendimiento y la menor cantidad posible de agua al final del secado determinan la selección del tipo de secado.

Comparado con otros procesos de evaporación, el secado en espray tiene la gran ventaja de que el producto puede ser secado sin apenas pérdida de volátiles o componentes termolábiles. Estas ventajas son especialmente importantes en la producción de productos alimentarios. Como desventaja tiene el consumo energético, que es elevado. Sin embargo, permite operar con grandes caudales volumétricos respecto a los otros tipos de secados (Fasaei, et al., 2018). Es por todo esto que se ha escogido el secado en espray como equipo a diseñar en la presente memoria.

5. Descripción del proceso

El proceso de crecimiento de algas heterótrofas mediante el aprovechamiento del contenido de materia orgánica de las aguas residuales procedentes de fábricas del procesado de frutas y verduras está compuesto por cinco etapas que se van a detallar a continuación: almacenamiento, pretratamiento, fermentación, separación y secado.

La zona de almacenamiento estará compuesta por un tanque de almacenamiento para el agua residual a tratar provisto de un sistema de control de nivel y de una bomba peristáltica para conducir el agua residual hasta la siguiente etapa.

Antes de entrar al biorreactor, el agua residual sufrirá un pretratamiento, para eliminar los sólidos suspendidos, mediante el uso de membranas de ultrafiltración. Donde la totalidad de los sólidos suspendidos y la DQO particulada serán retenidos y enviados a un posterior tratamiento, fuera de los límites de batería de la planta. Sin embargo, la DQO soluble atravesará la membrana de ultrafiltración con el agua residual.

Posteriormente tras el proceso de pretratamiento en el biorreactor tendrá lugar el cultivo de las microalgas, para lograr su crecimiento mediante el aprovechamiento de la materia orgánica soluble presente en el agua residual, en condiciones aerobias (se suministra el oxígeno necesario a los microorganismos con el uso de difusores). Las corrientes de entrada a esta etapa son la del agua residual tratada y la recirculación. Habrá una salida, el caldo de cultivo producido tras el crecimiento, que será enviado con la ayuda de una bomba peristáltica a la siguiente etapa de separación de la biomasa algal. El control de la temperatura del cultivo se regulará mediante el uso de una camisa termostática.

El caldo de cultivo, corriente de salida del reactor, es tratado en la etapa de separación, para separar el agua de la biomasa algal. La separación se realizará con una centrífuga de discos, con objeto de concentrar la biomasa algal hasta un 8%. Por lo tanto, de aquí saldrán dos corrientes, una con la mayoría del agua y otra que contendrá la biomasa y será enviada mediante una bomba peristáltica a la etapa de secado.

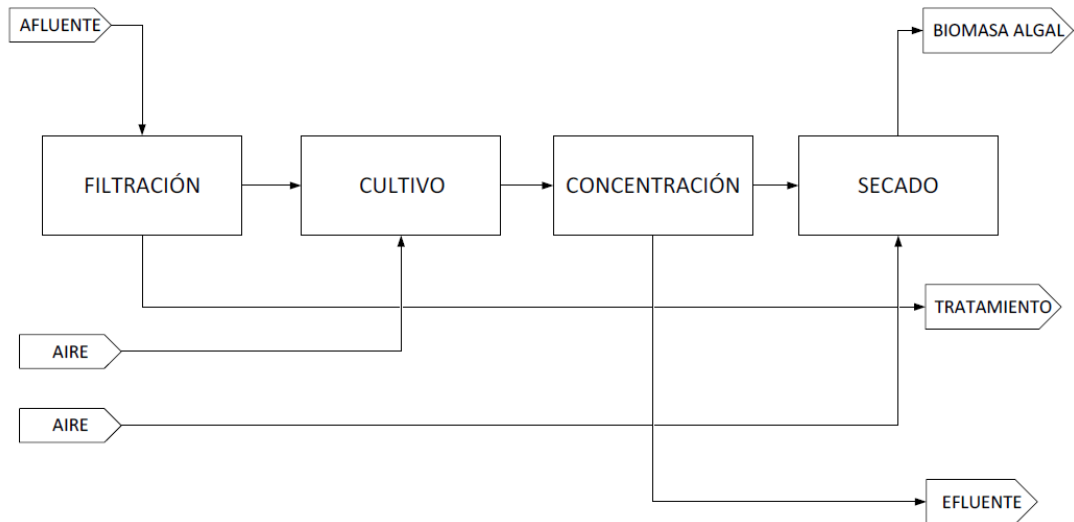
El secado en spray recibirá la corriente de biomasa para eliminar prácticamente al completo la humedad presente y así obtener un producto seco.

El agua tratada será utilizada para el riego de las zonas colindantes de cultivo de la factoría.

La biomasa algal recogida al final de la etapa de secado será empaquetada y estará lista para su distribución y venta para la alimentación de animales o su uso como fertilizante.

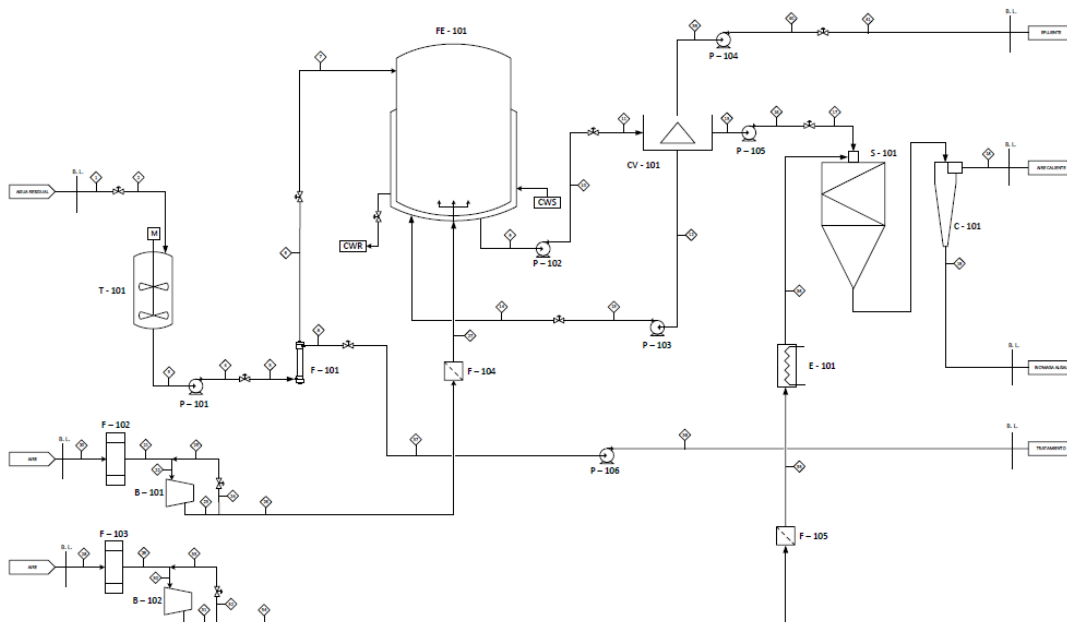
5.1. Diagrama de bloques

El plano completo del diagrama de bloques se puede visualizar en el Anexo A.1



5.2. Diagrama de proceso

El plano completo del diagrama de proceso se puede visualizar en el Anexo A.2



5.3. Instrumentación y control

El control de un sistema automático tiene como objetivo final el de mantener el proceso en estado estacionario, en las condiciones óptimas para el desarrollo

del proceso, para evitar cualquier complicación o riesgo posible durante el desarrollo del proceso.

Para el presente proyecto se ha decidido desarrollar una estrategia de control sencilla minimizando la complejidad y el coste de los sistemas automáticos, que permita el control de las variables clave para el correcto funcionamiento del proceso.

Las variables seleccionadas para el correcto control del sistema han sido:

- Temperatura
- Presión
- pH
- Oxígeno Disuelto
- Flujo

El sistema de control debe ser capaz de operar la planta en las condiciones óptimas, aquellas con las que se consigue el menor coste de operación o el máximo beneficio.

Los objetivos de un sistema de control son:

- Mantener el set-point (valor de consigna).
- Minimizar el efecto de las perturbaciones.

En un primer lugar la estrategia de control seleccionada para este proceso fue la denominada control feedforward o en adelante, que consiste en actuar sobre el proceso en función de las perturbaciones observadas. Es capaz de un control perfecto del proceso, en contraposición con el control feedback que requiere que haya un error para empezar a corregir o compensar el efecto de las perturbaciones. Sin embargo, en la práctica no es posible ese control perfecto por varias razones:

- No es posible medir todas las perturbaciones y actuar en función de todas ellas.
- Todos los instrumentos presentan errores de medida y es evidente que una acción de control basada en una medida con error de las perturbaciones nunca puede ser perfecta.
- Requiere un modelo del proceso.

Por esta razón, en la práctica se emplea conjuntamente el control feedback, que se encarga de corregir el efecto de las perturbaciones no medidas y de compensar el efecto de las imperfecciones inherentes al control por realimentación.

5.3.1. Control de la temperatura

Mediante el uso de sondas de temperatura en el tanque de alimentación y biorreactor se podrá conocer el valor de esta variable en todo momento. La

sonda seleccionada se corresponde al modelo TN2511 de la marca IFM. La centrífuga de discos y el secadero en espray ya tienen sus propios sistemas de medida de temperatura.



Ilustración 19. Sensor de temperatura TN2511.

Según el equipo en el que se realice la medida de temperatura se llevará a cabo una estrategia de control diferente, por ejemplo, en el biorreactor, la temperatura será modificada mediante el encamisado del equipo, por el que circulará agua de servicio. En el caso del secadero en espray, se controlará la temperatura de la corriente de aire, procedente del compresor, que calentará el aire mediante el uso de unas resistencias eléctricas conectadas al controlador de temperatura.

5.3.2. Control de la presión

La presión únicamente se medirá con el objetivo de evitar un aumento excesivo de ésta en las tuberías, el biorreactor, la centrífuga y el secadero, para evitar riesgos de fuga o fallo.

El transmisor seleccionado para llevar a cabo el control de la presión ha sido el modelo PI2794 de la marca IFM. De igual manera que con la temperatura, la centrífuga y el secadero llevan sus propios instrumentos de medida de presión.



Ilustración 20. Transmisor de presión PI2794.

5.3.3. Control del pH

Se llevará a cabo un control del pH en el biorreactor, pues esta variable influye directamente en el crecimiento de la *C. vulgaris*. Por lo que resultará imprescindible la medida del pH del medio.

Para monitorizar la medida del pH, se selecciona una sonda a conectar en la parte superior del biorreactor. Se trabajará con el modelo pH651 de la marca Tecnylab. El sensor seleccionado es resistente al ataque de medios agresivos y mide el pH en el rango de 0 a 14. Se constituye de un cuerpo de vidrio rellenable y un diafragma cerámico con una membrana esférica y un cable de 1 m que servirá de medio de conexión a la caja de control.



Ilustración 21. pH-metro pH651.

De esta manera si las condiciones de pH en el agua residual cambiasen, se modificaría mediante la adición de un regulador en el medio de cultivo.

5.3.4. Control del Oxígeno Disuelto

También se debe controlar la concentración del oxígeno disuelto en el medio de cultivo, considerando la posibilidad de inhibición parcial del crecimiento de las microalgas si se el 300% del oxígeno disuelto sobre el nivel de saturación del aire. Para desarrollar las mediciones de dicho parámetro se incorpora en la parte superior del biorreactor una sonda de oxígeno disuelto (oxímetro).

El principio de las sondas tipo Clark se compone de dos celdas separadas por un puente salino. Los electrodos son de platino y plata. Además, una solución de cloruro potásico se utiliza como electrolito para recubrir ambos electrodos y separarlos de una membrana de teflón que es permeable a gases como el oxígeno y no a la disolución en la que se encuentran. A su paso por los electrodos, el oxígeno reacciona con ambos y carga negativamente el electrodo de platino y positivamente el de plata.

De este modo la diferencia de potencial medida por la reacción será directamente proporcional a la cantidad de oxígeno disuelto en el medio.

En concreto se selecciona una sonda de oxígeno disuelto compatible dotada de una cabeza de protección y un cable de 4 m que se deberá conectar al microprocesador que procesa las mediciones. Se trata del modelo H176407/4F de la marca Hanna Instruments. El sensor mide el oxígeno disuelto en medios líquidos en concentraciones que llegan hasta el 600% sobre el nivel de saturación.



Ilustración 22. Sonda H176407/4F de Hanna Instruments.

5.3.5. Control de flujo

Mediante el uso de caudalímetros se conocerá el flujo que circula por cada tubería, en concreto estos caudalímetros se colocarán después de las bombas de impulsión del tanque de almacenamiento y biorreactor, para saber si el sistema de bombeo funciona correctamente.

El caudalímetro seleccionado es el modelo SM8000 de la marca IFM, que tiene un rango de ajuste de 0,2 a 100 L/min y está fabricado con aluminio anodizado. Resistente a temperaturas máximas de 70 °C.



Ilustración 23. Caudalímetro IFM SM8000.

6. Diseño de los equipos

6.1. Diseño del tanque de almacenamiento del agua residual

Se tratará de un tanque homogeneizador con agitación mecánica. Su función es la de conseguir que el caudal sea constante y evitar la sedimentación de los sólidos suspendidos en el agua residual.

Para dimensionar un tanque de almacenamiento se ha considerado el tiempo de residencia, la presión de diseño y la temperatura de diseño.

Para el cálculo de la presión de diseño, como ésta es menor de 2 barg:

$$P_{diseño} = 3,5 \text{ barg}$$

Se procede de la misma forma para calcular la temperatura de diseño, para ello se elegirá la más restrictiva entre estas dos opciones:

$$T_{diseño} = T_{operación} + 20 \text{ °C} = 15 + 20 = 35 \text{ °C}$$

$$T_{diseño} = T_{máxima operación} + 5 \text{ °C} = 35 + 5 = 40 \text{ °C}$$

Siendo:

- $T_{operación}$ de 15 °C.
- $T_{máxima operación}$ la correspondiente al día más caluroso del verano, y por estar el depósito abierto al ambiente, aumentará la temperatura en su interior, pero sin llegar a alcanzar las elevadas temperaturas exteriores de 35 °C.

Por lo tanto, la temperatura de diseño será:

$$T_{diseño} = 40 \text{ °C}$$

Para finalizar la base de diseño del tanque, se establece un tiempo de vida para el equipo. Puesto que la unidad de la planta tiene una esperanza de vida de 20 años, y dicho tanque de almacenamiento no es un equipo crítico del proceso, se supone también un tiempo de vida de 20 años.

El tanque estará abierto a la atmósfera, es decir, estará sometido a presión atmosférica y además estará fabricado en acero inoxidable tipo 304. El fondo del tanque se soporta de manera uniforme y su temperatura de diseño es menor de 93 °C como se muestra a continuación. Por todas estas razones, para su diseño se recurre a la norma API 650 Stainless Steel.

Las propiedades físicas de las corrientes de entrada y salida del tanque se muestran a continuación en la Tabla 4:

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Flujo volumétrico	Q (m ³ /d)	2
Temperatura	T (°C)	15
Presión	P (bar)	1
Capacidad calorífica	C _p (kJ/kg·°C)	4,18
Densidad	ρ (kg/m ³)	1000
Conductividad térmica	K (W/m·°C)	0,59846
Viscosidad	μ (kg/m·s)	1·10 ⁻³

Tabla 4. Propiedades físicas del agua residual

Puesto que se trata de un tanque de almacenamiento de líquido, es preferible que sea cilíndrico, y su orientación vertical u horizontal, por lo que se debe tomar una decisión acerca de cuál de ellas es la más recomendable.

Se tienen en cuenta dos factores:

- Se trata de un tanque de almacenamiento de líquido en el que interesa controlar el nivel.
- Selección de la relación L/D en función de la presión a la que está sometido el equipo.

$$P < 17.5 \text{ barg} \rightarrow L/D = 1.5 \text{ a } 3$$

$$17.5 < P < 35 \text{ barg} \rightarrow L/D = 3 \text{ a } 4$$

$$P > 35 \text{ barg} \rightarrow L/D = 4 \text{ a } 6$$

Por lo que se toma un valor medio de $L/D = 2$.

En la siguiente Tabla 5, se detallan los resultados de los cálculos recogidos en el Anexo B.1. sobre el diseño mecánico del tanque de almacenamiento de agua residual:

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Tiempo de residencia	τ (h)	24
Volumen	V (m ³)	2,4
Diámetro interior	D _i (m)	1,15

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Diámetro exterior	D_0 (m)	1,16
Altura	L (m)	2,3
Nº de anillos del cuerpo	n	1
Espesor de diseño del anillo	td (mm)	6,07
Diámetro del fondo	D_{fondo} (m)	1,21
Espesor del techo	td _{techo} (mm)	8,67

Tabla 5. Resultados del diseño mecánico del Tanque de almacenamiento.

El diseño de la agitación mecánica se realizará a través de unas relaciones de las dimensiones características del tanque, según el tipo de agitador, la velocidad de giro y la potencia consumida por dicho agitador.

Generalmente, los líquidos se agitan en un recipiente cilíndrico que puede estar abierto o cerrado. La altura del líquido del tanque debe ser del orden del diámetro del tanque y un motor impulsa el agitador montado sobre un eje. El tipo de agitador dependerá de la aplicación y de la velocidad de giro necesaria:

- Agitadores de tres palas. Estos agitadores giran a velocidades de 400 a 1750 rpm y son adecuados para líquidos de baja viscosidad.
- Agitadores de paletas. Para velocidades de 20 a 300 rpm se emplean diversos tipos de agitadores de paletas. Se tienen sistemas de dos a cuatro paletas planas. Estos agitadores no son efectivos para sólidos en suspensión porque, aunque hay un buen flujo radial, hay poco flujo axial o vertical. Se emplea con líquidos viscosos que pueden generar depósitos en las paredes y para mejorar la transferencia de calor hacia las mismas, pero no es buen mezclador. Se suele usar para procesar pastas de almidón, pinturas, adhesivos y cosméticos.
- Agitadores de turbina (hélice marina). Normalmente tienen cuatro o seis aspas. Las turbinas con aspas planas producen un flujo radial. Con la turbina de hojas inclinadas a 45° , se imparte cierto flujo axial, de modo que hay una combinación de flujos radial y axial. Este tipo es útil para sólidos en suspensión, ya que las corrientes fluyen hacia abajo y luego levantan los sólidos depositados.
- Agitadores de banda helicoidal. Se usa para disoluciones sumamente viscosas y opera a bajas revoluciones, en la región laminar.

De este modo el agitador más conveniente para la agitación esperada será el de tipo turbina.

Para obtener un alto grado de mezclado se utilizarán placas deflectoras que rompan las líneas de flujo creadas por el agitador mecánico. Estas estarán colocadas en los laterales del tanque y en el fondo, como se puede ver en la Ilustración 24.

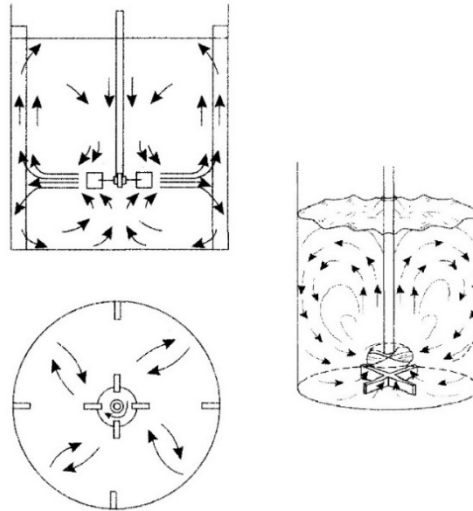


Ilustración 24. Esquema de las líneas de flujo en un tanque agitado (Coulson, et al., 2002)

Para diseñar un sistema de agitación, se toman unas proporciones geométricas estándar del sistema de agitación, que se muestran en la Tabla 6. Estas proporciones relativas son la base de las correlaciones principales del desempeño de los agitadores en muchos artículos científicos.

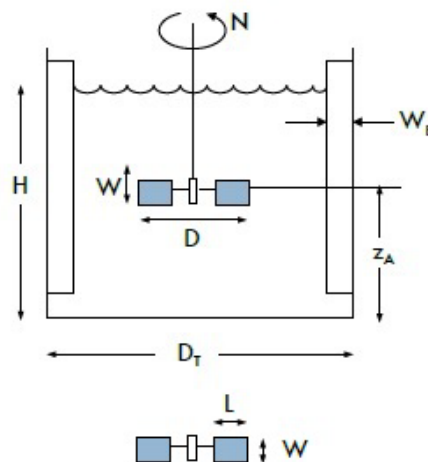


Ilustración 25. Dimensiones características de un tanque agitado (Coulson, et al., 2002)

Siendo:

- N , la velocidad de giro del motor (rpm).
- W , anchura del agitador (m).
- D , diámetro del agitador (m).
- L , longitud de las palas del agitador (m).

- W_B , anchura de las placas deflectoras (m).
- Z_A , altura del agitador respecto al fondo del tanque (m).
- D_T , diámetro del tanque (m).
- H , altura del líquido (m).

Relación	$\frac{D}{D_T}$	$\frac{H}{D_T}$	$\frac{W_B}{D_T}$	$\frac{Z_A}{D}$	$\frac{W}{D}$	$\frac{L}{D}$
Valor	$\frac{1}{3}$	1	$\frac{1}{12}$	1	$\frac{1}{5}$	$\frac{1}{4}$

Tabla 6. Valores de las relaciones de las dimensiones de un tanque agitado (Coulson, et al., 2002)

Con el volumen detallado en la Tabla 5 y los valores de las relaciones de las dimensiones características de la Tabla 6, se determinan los valores de cada uno de los elementos dentro del biorreactor. Estos se reflejan en la siguiente Tabla 7:

Dimensión característica	D_T (m)	H (m)	D (m)	Z_A (m)	W (m)	L (m)	W_B (m)	N (rpm)
Valor	1,15	1,15	0,383	0,383	0,08	0,096	0,096	150

Tabla 7. Valores calculados de las dimensiones de un tanque agitado

Todos los cálculos del sistema de agitación del tanque de almacenamiento se han recogido en el Anexo B.1.

6.2. Diseño del sistema de Ultrafiltración

En primer lugar, se tomará una base de cálculo referida a la densidad de flujo de permeado deseada como el valor medio entre los valores habituales para el tratamiento de aguas residuales. Los valores típicos se encuentran entre 0,01 – 0,2 $\text{m}^3/\text{m}^2\text{h}$ (Coulson, et al., 2002) y el valor seleccionado para la base de cálculo será: $J_p = 0,03 \text{ m}^3/\text{m}^2\text{h}$. Además, se tomará una eliminación completa de los sólidos suspendidos.

El flujo volumétrico de permeado será el flujo que entre en el biorreactor, por lo que se fijará en 2 m^3/d . La densidad de permeado se ha fijado anteriormente en función de los valores experimentales medios encontrados en la bibliografía, de esta forma se puede conocer el área de filtrado necesaria.

Se han seleccionado de la casa comercial KOCH MEMBRANE SYSTEMS las membranas de polisulfona ROMICON® 5" PM500 ROMICON® 5" PM500 de 2,7 mm de diámetro de fibra hueca y área de filtrado, $A_m = 3,7 \text{ m}^2$ (KOCH, 2017). Cuya caída de presión permitida está entre 1,4 y 2,8 bar.

Conocido el área total de filtrado y el área de la membrana seleccionada, se puede obtener el número de módulos de membranas necesarios.

Todos los valores calculados para el diseño del sistema de Ultrafiltración en el Anexo B.2, se recogen en la Tabla 8.

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Área de filtrado	$A_F \text{ (m}^2\text{)}$	2,7
Área del módulo	$A_m \text{ (m}^2\text{)}$	3,7
Nº de módulos	N_m	1
Densidad de permeado	$J_p \text{ (m}^3\text{/m}^2\text{-h)}$	0,03
Caudal de permeado	$Q_p \text{ (m}^3\text{/d)}$	2

Tabla 8. Parámetros de diseño del sistema de Ultrafiltración.

Para terminar el diseño del sistema de Ultrafiltración, se necesitan conocer los flujos de las corrientes que intervienen en el proceso, mediante el cálculo de los balances de materia recogidos en el Anexo B.2.2 se determinan los siguientes caudales y composiciones:

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Caudal Alimentación	$Q_o \text{ (m}^3\text{/d)}$	2,245
Caudal Permeado	$Q_P \text{ (m}^3\text{/d)}$	2
Caudal Concentrado	$Q_C \text{ (m}^3\text{/d)}$	0,245
SST en el permeado	$SST_P \text{ (kg/m}^3\text{)}$	0
SST en el concentrado	$SST_C \text{ (kg/m}^3\text{)}$	8
DQO soluble en el permeado	$DQO_{sol_P} \text{ (kg/m}^3\text{)}$	2,604
DQO soluble en el concentrado	$DQO_{sol_C} \text{ (kg/m}^3\text{)}$	2,604
DQO particulada en el permeado	$DQO_{part_P} \text{ (kg/m}^3\text{)}$	0

Parámetro	Nomenclatura	Valor
DQO particulada en el concentrado	DQO_{part_P} (kg/m ³)	10,630
Nitrógeno en el permeado	N_P (kg/m ³)	2,189
Nitrógeno en el concentrado	N_C (kg/m ³)	0
Fósforo en el permeado	P_P (kg/m ³)	1,089
Fósforo en el concentrado	P_C (kg/m ³)	0

Tabla 9. Resultados del balance de materia del sistema de Ultrafiltración.

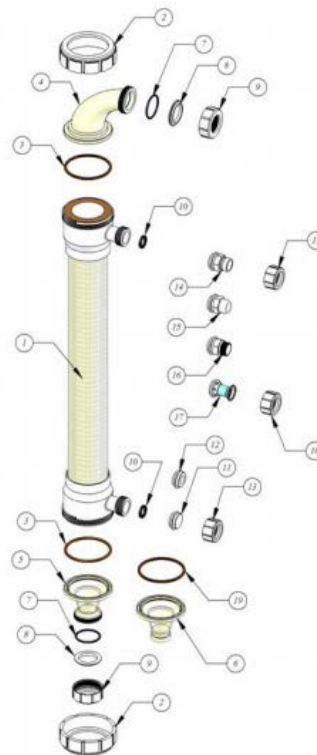


Ilustración 26. Despiece ROMICON(R) 5" PM500 (KOCH, 2017).

6.3. Diseño del Biorreactor

Se debe tener en cuenta que los valores medios que se han extraído de la revisión bibliográfica serán la base de cálculo del diseño del biorreactor.

El biorreactor se considerará de mezcla completa, con el tiempo de residencia reflejado en la revisión bibliográfica. Además, el biorreactor contará con una corriente de recirculación de biomasa algal.

Para realizar el diseño del biorreactor se han tenido en cuenta los valores medios de los parámetros tomados de la bibliografía consultada, recogidos en la Tabla 7.

Junto a la base de cálculo de un flujo volumétrico de 2 m³/d de agua residual, definida en el punto 3.1, procedente de la fábrica de procesamiento de frutas y verduras y los valores calculados en la etapa del pretratamiento (Anexo B.2.2). Los valores seleccionados de los parámetros de diseño del biorreactor son:

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Flujo volumétrico	Q (m ³ /d)	2
Carga Másica	CM (kg DQO/kg biomasa·d)	0,4
Concentración inicial de DQO _{soluble}	S ₀ (kg/m ³)	2,604
Concentración inicial de Nitrógeno	N ₀ (kg/m ³)	2,189
Concentración inicial de Fósforo	P ₀ (kg/m ³)	1,089
Concentración en el reactor	X (g/L)	2
Rendimiento eliminación DQO	E (%)	95
Oxígeno disuelto	OD (mg/L)	2
Rendimiento celular	Y (kg biomasa/kg DQO _{elim})	0,45
Velocidad de crecimiento máxima	μ _m (d ⁻¹)	1,2
Constante de respiración endógena	K _d (d ⁻¹)	0,18
Constante de velocidad de crecimiento	K _s (mg DQO/L)	140
Densidad aire (1 atm, 20 °C)	ρ _{aire} (kg/m ³)	1,2

Tabla 10. Parámetros de diseño del biorreactor.

Al trabajar con microalgas heterótrofas el material seleccionado para formar las paredes del reactor será opaco, en este caso de acero inoxidable, lo cual evitará corrosiones y contaminaciones durante todo el proceso de fermentación. En concreto se tomará el acero inoxidable 304.

Dicho biorreactor contará con un sistema de difusión de aire para cubrir las necesidades de oxígeno durante la fase de fermentación. Para lo que tendremos en cuenta las necesidades de oxígeno que se deben satisfacer para

el correcto crecimiento, es decir, la demanda de oxígeno debe ser igual a la suministrada.

Un cultivo aeróbico de células requiere del suministro de oxígeno a una determinada velocidad para asegurar la plena satisfacción de sus requerimientos metabólicos.

En la siguiente Tabla 11 se recogen los resultados de los cálculos realizados en el Anexo B.3, correspondientes al diseño del biorreactor.

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Volumen del reactor	V (m ³)	7,9
Altura del reactor	L_T (m)	2,83
Diámetro del reactor	D_T (m)	1,88
Tiempo hidráulico de residencia	TRH (d)	3,2
Carga volumétrica	CV (kg DQO/m ³ ·d)	0,66
Concentración final de DQO	S (kg/m ³)	0,13
Producción de microalgas	P_x (kg biomasa/d)	2,23
Necesidades de oxígeno	R_0 (kg O ₂ /d)	9
Necesidades de aire	R_{aire} (m ³ aire/d)	171
Tiempo de retención celular	TRC (d)	6

Tabla 11. Resultados del diseño del Biorreactor.

Para la correcta dispersión de la corriente gaseosa en el biorreactor, se emplearán los difusores de burbuja fina de 9" de la empresa BARMATEC, (BARMATEC, s.f.), con los siguientes parámetros de diseño:

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Caudal de aire de cada difusor	Q_D (Nm ³ /h)	4,5
Eficiencia	ε (%)	18,4
Nº de difusores	N_D	2
Caída de presión a través de cada difusor	ΔP_D (bar)	0,03

Tabla 12. Parámetros de diseño de los difusores del biorreactor

El aire además de ayudar al crecimiento de las microalgas servirá como sistema de agitación, la cual es una operación muy importante, tanto desde el punto de vista técnico como del económico. Es importante para obtener:

- Un mezclado homogéneo
- Una buena transferencia de masa y de calor.

La agitación, además de facilitar la eficiencia en el transporte, impedir la sedimentación de las algas y su adherencia a las paredes del reactor y homogenizar el pH, asegura la distribución del aire. Una correcta agitación es capaz de someter a las algas a ciclos rápidos de mezclado.

Se debe comprobar que, con el uso del aire, se produce una correcta agitación en el seno del biorreactor. Esto será posible siempre que la potencia por unidad de volumen sea mayor de 0,2 kW/m³ para una agitación moderada y menor de 2 kW/m³ para una mezcla fuerte (Coulson, et al., 2002).

Se diseña entonces un compresor de una sola etapa en condiciones isoentrópicas, cuyo trabajo corresponde con (Coulson, et al., 1999):

$$\dot{W}_1 = P_1 \cdot v_1 \cdot \left(\frac{\gamma}{\gamma - 1} \right) \cdot n \cdot \left[\left(\frac{P_2}{P_1} \right)^{\frac{\gamma-1}{\gamma \cdot n}} - 1 \right]$$

donde:

- \dot{W} , trabajo realizado por el compresor (kJ/kg)
- P_1 , presión de entrada (Pa)
- P_2 , presión de salida (Pa)
- v_1 , volumen específico del gas (m³/kg)
- γ , ratio de la capacidad calorífica ($\gamma = C_p/C_v = 1,4$)
- n , número de etapas del compresor.

En la siguiente Tabla 13, se detallan los parámetros del compresor:

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Potencia consumida	\dot{W} (kW)	2
Potencia por unidad de volumen	\dot{W}/V (kW/m ³)	0,253

Tabla 13. Parámetros calculados compresor del biorreactor.

Por lo que el sistema de difusión de aire es adecuado para la agitación del cultivo.

Todos estos parámetros del diseño del biorreactor se han calculado en el Anexo B.3.

6.4. Diseño de la centrífuga de discos

Se fijará como base de cálculo para el diseño de la centrífuga un valor medio del efecto centrífugo de 10.000 veces la fuerza de la gravedad, se tomará una velocidad angular de giro de $1.000 \text{ rad}\cdot\text{s}^{-1}$.

El diseño de una centrífuga de discos se basa en el efecto centrífugo y el factor sigma.

Para conocer la efectividad de la centrifugación se debe estudiar el comportamiento de las partículas, comparando la velocidad terminal de centrifugación (u_c) con la velocidad terminal de caída libre debida a los efectos de la gravedad (u_g). Esta relación vendrá dada por la Ley de Stokes:

$$u_g = \frac{\rho_p - \rho}{18 \cdot \mu} \cdot D_p^2 \cdot g$$
$$u_c = \frac{\rho_p - \rho}{18 \cdot \mu} \cdot D_p^2 \cdot \omega^2 \cdot r$$

Donde:

- ρ_p es la densidad de la partícula (kg/m^3).
- ρ es la densidad del fluido (kg/m^3).
- μ es la viscosidad del fluido ($\text{kg}/\text{m}\cdot\text{s}$).
- D_p es el diámetro de partícula (m).
- g es la aceleración de la gravedad (m/s^2).
- ω es la velocidad angular de la cesta ($\text{rad}\cdot\text{s}^{-1}$).
- r es el radio del tambor de la centrífuga (m).

La relación de la velocidad en la centrífuga y la velocidad bajo el efecto de la gravedad dará como resultado el efecto centrífugo, Z:

$$Z = \frac{\omega^2 \cdot r}{g}$$

En una centrífuga, la sedimentación se produce cuando las partículas que se alejan del centro de rotación colisionan con las paredes de la cesta. Aumentando la velocidad del movimiento se mejorará la velocidad de sedimentación. Siguiendo la expresión de la velocidad de centrifugación se deduce que la velocidad de la partícula puede aumentarse en una determinada centrífuga:

- aumentando la velocidad angular, ω .
- aumentando el tamaño de partícula, D_p .
- aumentando la diferencia de densidades, $\rho_p - \rho$; y
- disminuyendo la viscosidad del fluido en suspensión, μ .

Sin embargo, el que las partículas alcancen las paredes de la cesta también depende del tiempo de exposición a la fuerza centrífuga. Dicho tiempo es función de la distancia que recorre la partícula y la velocidad con la que lo hace.

El rendimiento de las centrífugas se cuantifica mediante el parámetro denominado factor sigma, Σ . Físicamente representa el área de la sección transversal de un dispositivo que opera bajo gravedad con las mismas características de sedimentación que una centrífuga.

La ecuación necesaria para el cálculo de Σ depende del diseño de la centrífuga, que para una centrífuga de discos será:

$$\Sigma = \frac{2\pi}{3} \omega^2 N \tan \theta (r_2^3 - r_1^3)$$

Donde:

- ω es la velocidad angular de la cesta ($\text{rad}\cdot\text{s}^{-1}$).
- N es el número de discos.
- r_2 es el radio exterior del disco (m)
- r_1 es el radio interior del disco (m)
- θ es el ángulo del cono mitad del disco.

El caudal máximo admisible vendrá dado por la siguiente expresión:

$$Q_{max} = \left[\frac{D_p^2 (\rho_p - \rho)}{18\mu} \right] \cdot \left[\frac{2\pi}{3} \right] \omega^2 N \tan \theta (r_2^3 - r_1^3)$$

Con el caudal máximo conocido y los valores de los diferentes parámetros fijados, se pueden calcular el resto de las características necesarias para definir la centrífuga de discos. Los resultados de los cálculos del diseño recogidos en la Tabla 14, están detallados en el Anexo B.4.

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Tamaño de partícula	D_p (μm)	5
Caudal máximo	Q_{max} (m^3/d)	4,2
Velocidad angular	ω (rpm)	9454
Número de discos	N	50
Ángulo de inclinación	θ ($^\circ$)	35
Radio interior	r_1 (m)	0,11
Radio exterior	r_2 (m)	0,109
Factor sigma	Σ	19357

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Factor de efecto centrífugo	Z	10901,1

Tabla 14. Resultados de los parámetros de diseño de una centrífuga de discos

Dentro de las posibilidades comerciales se ha seleccionado una centrífuga de la empresa ALFA LAVAL. El modelo escogido ha sido la centrífuga de discos “CLARA 15” cuyas características técnicas se recogen a continuación.

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Velocidad angular	ω (rpm)	9600
Factor de efecto centrífugo	Z	11130
Volumen de almacenamiento de sólidos	$V_{\text{centrifuga}}$ (L)	1,1
Potencia consumida	P_{motor} (kW)	3,7

Tabla 15. Parámetros de la centrífuga CLARA 15 de ALFA LAVAL.



Ilustración 27. Centrífuga de discos CLARA 15 de ALFA LAVAL

6.5. Diseño del secadero en espray

Se realizarán los cálculos másicos y energéticos correspondientes para poder seleccionar un secadero en espray comercial que seque toda el agua presente a la salida de la centrífuga. En el Anexo B.5. se han realizado los cálculos másicos y energéticos que se detallan a continuación:

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Flujo másico de entrada	m (kg/h)	11,57
Flujo másico de agua a evaporar	m_{H_2O} (kg/h)	11,445
Flujo másico de biomasa	m_x (kg/h)	0,125
Flujo másico necesario de aire	m_{aire} (kg/h)	98,825

Tabla 16. Parámetros de diseño del secado en espray

Para calentar dicho aire se han calculado las necesidades energéticas para seleccionar un intercambiador eléctrico, formado por unas resistencias en serie, que logre la temperatura deseada del aire.

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Temperatura del aire a la entrada	T_1 (°C)	17
Temperatura del aire a la salida	T_2 (°C)	200
Flujo másico de aire	m_{aire} (kg/h)	98,825
Potencia consumida	W_{real} (kW)	5,7

Tabla 17. Consumo energético del intercambiador de aire.

Entre los posibles fabricantes de tipo de secaderos, se ha decidido seleccionar el fabricado por la empresa GEA, MINOR™ R&D Spray Dryer, con los siguientes datos técnicos:

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Flujo másico de aire seco	m_{aire} (kg/h)	100
Flujo másico de agua a evaporar	$m_{H_2O'}$ (kg/h)	15
Temperatura	T (°C)	200
Potencia consumida	P (kW)	10

Tabla 18. Parámetros técnicos del MINOR™ Spray Dryer de GEA



Ilustración 28. MINOR™ Spray Dryer de GEA

El intercambiador seleccionado, que cumple con los requisitos, es el modelo TFAN6 de la empresa ELECTRICFOR S.A. (ELECTRICFOR, s.f.) con los siguientes parámetros:

Parámetro	Valor
Modelo	TFAN6
Potencia	6 kW
Número de resistencias	6

Tabla 19. Parámetros de la batería de resistencias TFAN6 (ELECTRICFOR, s.f.).



Ilustración 29. Batería de resistencias TFAN6 de ELECTRICFOR (ELECTRICFOR, s.f.)

Como en el caso del biorreactor, se diseña un compresor de una sola etapa, que en este caso debe proporcionar una presión de salida del flujo de aire de 2 bar, presión requerida por el fabricante del secadero, con la siguiente ecuación (Coulson, et al., 1999):

$$\dot{W}_1 = P_1 \cdot v_1 \cdot \left(\frac{\gamma}{\gamma - 1} \right) \cdot n \cdot \left[\left(\frac{P_2}{P_1} \right)^{\frac{\gamma-1}{\gamma \cdot n}} - 1 \right]$$

donde:

- \dot{W} , trabajo realizado por el compresor (kJ/kg)
- P_1 , presión de entrada (Pa)
- P_2 , presión de salida (Pa)
- v_1 , volumen específico del gas (m³/kg)
- γ , ratio de la capacidad calorífica ($\gamma = C_p/C_v = 1,4$)
- n , número de etapas del compresor.

En el Anexo B.5. se recogen los cálculos del diseño del sistema de compresores. Los valores de las potencias de los compresores se detallan en la siguiente Tabla 20:

Parámetro	Nomenclatura	Valor
Potencia consumida	\dot{W} (kW)	4

Tabla 20. Valor de la potencia consumida por el compresor del secadero.

6.6. Diseño de las tuberías

Se han tomado unas consideraciones previas al diseño de las tuberías:

- Norma de diseño escogida: ASME B36.19M-2004 para acero inoxidable (ASME, s.f.).
- Según el tipo de fluido tendremos que suponer una velocidad por el interior de la tubería y tener en cuenta la caída de presión por metro:

Fluido	Velocidad (m/s)	Valor escogido	ΔP (kPa/m)
Líquidos	1 - 3	2	0,5
Gases y vapores	15 - 30	20	0.02
Corrientes comprimidas (> 8 bar)	30 - 60	40	-

Tabla 21. Valores típicos de velocidad y caída de presión en tuberías (Coulson, et al., 2002).

Con los caudales conocidos se calculará el área de cada tubería en función de la velocidad:

$$Q = v \cdot A \rightarrow A = \frac{Q}{v}$$

Una vez conocido el área se puede determinar el diámetro de la tubería (circular):

$$D_{tuberia} = \sqrt{\frac{4 \cdot A}{\pi}}$$

Una vez determinado el diámetro interno de la tubería se selecciona la tubería en el catálogo comercial de Aalco (Alco, s.f.), se escogerá la tubería con el diámetro inmediatamente superior al calculado y se fijará el diámetro comercial para volver a realizar los cálculos.

Además, para conocer la pérdida de carga que puede haber en cada una de las tuberías se calculará el Número de Reynolds (Re), el factor de fricción (f) y la rugosidad relativa (ϵ/d) en cada uno de los tramos de tubería. Para ello se hará uso del Diagrama de Moody.

$$Re = \frac{u \cdot \rho \cdot d_i}{\mu}$$

$$Rugosidad\ relativa = \frac{\epsilon}{d}$$

$$f = f\left(Re, \frac{\epsilon}{d}\right)$$

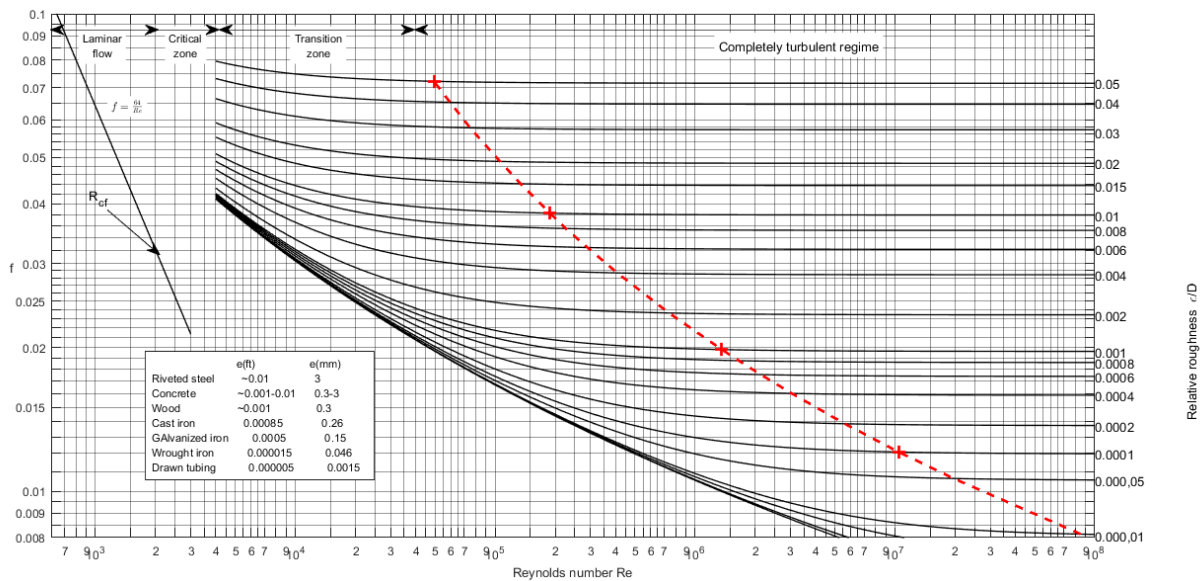


Ilustración 30. Diagrama de Moody

El cálculo de la pérdida de carga por metro de tubería se calcula a partir del diagrama de Moody, el diámetro de la tubería y las propiedades del fluido y su velocidad.

$$\frac{\Delta P}{L} = \frac{8 \cdot f \cdot v^2 \cdot \rho}{2 \cdot d_i}$$

Los cálculos se recogen en el ANEXO B.6 y los valores que se detallan en la siguiente Tabla 22 corresponden con los obtenidos en el catálogo comercial (Alco, s.f.):

Corriente	Desde	Hasta	Schedule No.	D-int mm	OD mm	Espesor mm
1	Agua Residual	T-101	80S	5,48	10,3	2,41
2	Agua Residual	T-101	80S	5,48	10,3	2,41
3	T-101	P-101	80S	5,48	10,3	2,41
4	P-101	F-101	80S	5,48	10,3	2,41

Corriente	Desde	Hasta	Schedule No.	D-int mm	OD mm	Espesor mm
5	P-101	F-101	80S	5,48	10,3	2,41
6	F-101	FE-101	80S	5,48	10,3	2,41
7	F-101	FE-101	80S	5,48	10,3	2,41
8	F-101	P-106	80S	5,48	10,3	2,41
9	FE-101	P-102	80S	5,48	10,3	2,41
10	P-102	CV-101	80S	5,48	10,3	2,41
11	P-102	CV-101	80S	5,48	10,3	2,41
12	CV-101	P-103	80S	5,48	10,3	2,41
13	P-103	FE-101	80S	5,48	10,3	2,41
14	P-103	FE-101	80S	5,48	10,3	2,41
15	CV-101	P-105	80S	5,48	10,3	2,41
16	P-105	S-101	80S	5,48	10,3	2,41
17	P-105	S-101	80S	5,48	10,3	2,41
18	C-101	Aire Caliente	5S	45	48,3	1,65
20	Aire	F-102	80S	12,48	17,1	2,31
21	F-102	B-101	80S	12,48	17,1	2,31
22	F-102	B-101	80S	12,48	17,1	2,31
23	B-101	B-101	80S	12,48	17,1	2,31
24	B-101	B-101	80S	12,48	17,1	2,31
25	B-101	B-101	80S	12,48	17,1	2,31
26	B-101	F-104	80S	12,48	17,1	2,31
27	F-104	FE-101	80S	12,48	17,1	2,31
28	Aire	F-103	5S	45	48,3	1,65
29	F-103	B-102	5S	45	48,3	1,65
30	B-102	B-102	5S	45	48,3	1,65
31	B-102	B-102	5S	45	48,3	1,65
32	B-102	B-102	5S	45	48,3	1,65
33	B-102	B-102	5S	45	48,3	1,65
34	B-102	F-105	5S	45	48,3	1,65
35	F-105	E-101	5S	45	48,3	1,65
36	E-101	S-101	5S	45	48,3	1,65
37	F-101	P-106	80S	5,48	10,3	2,41
38	P-106	Tratamiento	80S	5,48	10,3	2,41
39	CV-101	P-104	80S	5,48	10,3	2,41
40	P-104	Efluente	80S	5,48	10,3	2,41
41	P-104	Efluente	80S	5,48	10,3	2,41

Tabla 22. Valores de los diámetros de las tuberías dimensionadas

No se ha diseñado la tubería de la corriente 19, pues es la salida de la microalga en peso seco, que será expulsada por el ciclón y recogida en un recipiente.

6.7. Diseño de bombas

Para el dimensionado de cada una de las bombas se realiza siempre el mismo procedimiento que se detalla a continuación. Se han seleccionado bombas peristálticas para el proceso.

Para transportar un líquido desde un tanque a otro a través de una tubería, la energía suministrada a una bomba debe superar:

- las pérdidas por fricción en las tuberías,
- las pérdidas en los accesorios de las tuberías, válvulas, instrumentos, etc.,
- las pérdidas en los equipos de proceso,
- cualquier diferencia de altura entre el principio y el final de la tubería,
- cualquier diferencia de presión entre el punto de partida y el final de la tubería.

La energía requerida se puede calcular de la siguiente manera (Coulson, et al., 2004):

$$g \cdot \Delta z + \frac{(P_1 - P_2)}{\rho} - \frac{\Delta P_f}{\rho} = W$$

donde:

- W, es el trabajo realizado (J/kg).
- Δz , diferencia de altura ($z_1 - z_2$) (m).
- P_1 , presión en el punto de partida (Pa).
- P_2 , presión en el punto final (Pa)
- ΔP_f , caída de presión debida a la fricción total (Pa).
- ρ , densidad del líquido (kg/m^3).
- g, la aceleración debida a la gravedad (m/s^2).

Las pérdidas totales debidas a la fricción se calculan mediante:

$$\Delta P_f = \frac{\Delta P}{L} \cdot L + \frac{v^2}{2 \cdot g} \cdot \rho \cdot g \cdot \sum K$$

donde:

- $\frac{\Delta P}{L}$, es la pérdida de carga calculada antes para cada tubería (Pa/m).
- L, es la longitud de tubería (m).
- v, es la velocidad del líquido en el interior de la tubería (m/s).
- K, son las pérdidas de presión en los equipos de control situados en la tubería, en los codos de las tuberías y debido a las entradas y salidas de los equipos de proceso, expresadas en número de cargas de velocidad.

Se fijarán las pérdidas de presión en los equipos de control y accesorios instalados en la tubería en números de cargas de velocidad:

Equipo	K
Descarga de equipo	0,5
Entrada tanque	1
Válvula de control	6
Codos	0,7

Tabla 23. Valores típicos de las caídas de presión en algunos equipos.

Por último, la potencia de la bomba será:

$$W_{bomba} = \frac{W \cdot \dot{m}}{\eta_{bomba}}$$

donde:

- \dot{m} , es el flujo másico (kg/s).
- η_{bomba} , es el rendimiento de la bomba.

A continuación, se calcula la altura a la que se debe colocar el equipo en aspiración, para ello, se hace uso del NPSH (altura neta de succión) (Coulson, et al., 2004) :

$$NPSH_{disponible} = \frac{P}{\rho} + H - \frac{P_f}{\rho} - \frac{P_v}{\rho}$$

donde:

- P, es la presión sobre el líquido del tanque de alimentación (m).
- H, es la altura de líquido sobre la succión de la bomba (m).
- P_f , es la pérdida de presión en la succión de la bomba (Pa).
- P_v , es la presión de vapor del líquido en la succión de la bomba (Pa).

Conocida esta altura, se debe comprobar que el equipo está por encima de la altura mínima, por lo que la bomba deberá cumplir que:

$$NPSH_{disponible} > NPSH_{requerido}$$

$$NPSH_{requerido} = 1.8 \cdot Q^{0.18}$$

Si no se cumpliera esta condición, el tanque debería elevarse una determinada altura, hasta que se cumpla, para evitar así la posible cavitación de la bomba.

Se realizará un sobredimensionado para calcular las condiciones máximas de diseño, tomando un caudal de un 20% superior al caudal normal de operación.

En la siguiente Tabla 24 se detallan los valores correspondientes al diseño de la bomba de alimentación del agua residual (P-101), con los que se podrá seleccionar una bomba comercial. Los cálculos están recogidos en el Anexo B.7.

Bomba	Caudal (m ³ /h)	ΔP_f (Pa)	NPSHdisponible (m)	NPSHrequerido (m)	W_{bomba} (W)
P - 101	0,112	33600	3,734	1,394E-08	3,410
P - 102	0,175	19800	5,877	3,100E-08	5,523
P - 103	0,075	18400	2,817	6,746E-09	1,901
P - 104	0,086	16800	3,070	8,648E-09	2,192
P - 105	0,014	17600	2,270	3,246E-10	0,399
P - 106	0,012	16861	6,161	2,586E-10	0,428

Tabla 24. Parámetros de diseño de las bombas del proceso.

Como los caudales son muy bajos, dentro de las posibilidades comerciales, se han seleccionado bombas de laboratorio de la marca Watson-Marlow, en concreto el modelo de bomba seleccionado es la 620R cuyo caudal máximo es de 1,14 m³/h y 4 bar de presión máxima (Watson-Marlow Pumps, s.f.).

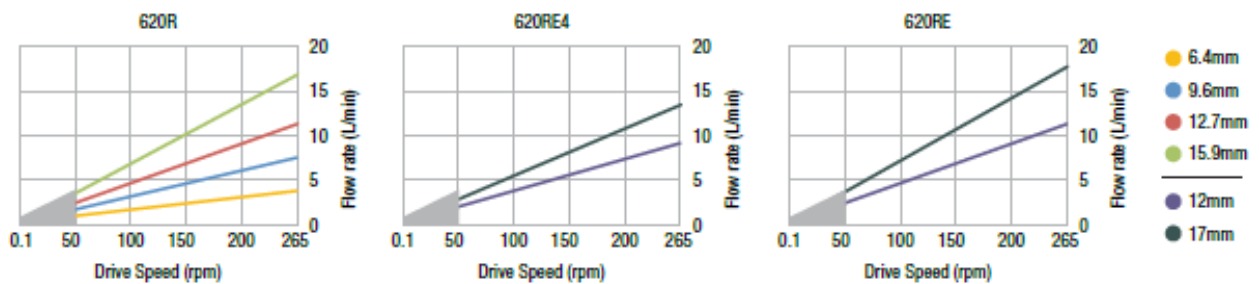


Ilustración 31. Curvas Caudal-Presión de la bomba 620R Watson-Marlow, según el diámetro de tubo.

Ilustración 32. Bomba 620R Watson-Marlow

En comparación con el modelo menor fabricado por Watson-Marlow, el 530R, se podría haber seleccionado para alguna de estas bombas, pues su flujo máximo es de $0,18 \text{ m}^3/\text{h}$, pero la presión máxima que alcanza tan solo es de 2 bar, por lo que en este proceso no podría haber sido seleccionada.

7. Seguridad

Los estudios de seguridad son primordiales en toda instalación industrial, y son cada vez más exigentes. Tienen como objetivo analizar los posibles riesgos inherentes al proceso para detectarlos y mitigarlos.

En este proceso no se utiliza ningún tipo de reactivo que pueda entrañar cierto peligro, ya sea por su toxicidad, o por que puede provocar una explosión, por lo que no se considera necesario calcular el Índice DOW de incendio, explosión y toxicidad. Por lo tanto, solo será necesario realizar un Análisis HAZOP (“Hazard and Operability Analysis”) que quiere decir Análisis Funcional de Operatividad, este permite identificar los riesgos potenciales y problemas de operación de cualquier proceso de producción.

Con esta técnica se busca identificar los riesgos potenciales y problemas de operación que puede tener el proceso. Esta se basa en la premisa de que los riesgos, los accidentes o los problemas de operatividad se dan o se producen debido a una desviación de las variables de proceso con respecto a los parámetros normales de operación en un sistema establecido y en una etapa ya determinada.

Para llevar a cabo esta técnica, primero habrá que definir el área de estudio, que será el compuesto por biorreactor, centrífuga de discos y soplante de aire, donde habrá que identificar los posibles nudos (temperatura, flujo, etc.) que pueda haber, a los que se les asigna una palabra guía (Mas, Menos, etc.), que sirve para identificar el concepto que representa cada nudo.

En este caso, se ha decidido analizar en dos partes el biorreactor por separado, por lo que estos serán los subsistemas, y los nudos se observan en las siguientes Tablas 25, 26 y 27.

Palabra Guía	Desviación	Causas	Consecuencias	Acciones
No	Flujo	Fallo de la soplante.	Las microalgas no seguirán creciendo por falta de oxígeno.	Uso de indicadores de flujo (caudalímetros). Lazos de control. Operaciones periódicas de mantenimiento.

Palabra Guía	Desviación	Causas	Consecuencias	Acciones
Menos	Flujo	<p>Fallo en el flujo del agua residual.</p> <p>Rotura de algún tubo o unión.</p> <p>Conducción obstruida.</p> <p>Fallo en la soplante.</p>	<p>Se desfavorece el crecimiento de las microalgas.</p> <p>Posible deposición de las microalgas en los tubos.</p> <p>Menor producción.</p>	<p>Empleo de indicadores de flujo (caudalímetros).</p> <p>Lazos de control.</p> <p>Operaciones periódicas de mantenimiento.</p> <p>Alarma de bajo flujo.</p>
	Temperatura	<p>Fallo del termostato.</p> <p>Fallo en el flujo del agua de refrigeración.</p>	<p>Se desfavorece el crecimiento de las microalgas.</p> <p>Menor producción.</p>	<p>Supervisión y mantenimiento del termostato y de la camisa del biorreactor.</p>
Más	Temperatura	<p>Fallo del termostato.</p> <p>Rotura del encamisado.</p>	<p>Se desfavorece el crecimiento de las microalgas.</p> <p>Menor producción.</p>	<p>Supervisión y mantenimiento del termostato y de la camisa del biorreactor.</p>
	pH	<p>Fallo del indicador de pH del agua residual.</p>	<p>Inhibición del crecimiento de las microalgas.</p>	<p>Supervisión y mantenimiento del sensor de pH.</p> <p>Adición de un reactivo regulador del pH.</p>
	Oxígeno Disuelto	<p>Fallo o rotura de la soplante.</p>	<p>Se inhibe el metabolismo de las microalgas.</p> <p>Menor producción.</p>	<p>Supervisión y mantenimiento del soplante.</p>

Palabra Guía	Desviación	Causas	Consecuencias	Acciones
Menos	pH	Fallo del indicador de pH del agua residual.	Inhibición del crecimiento de las microalgas.	Supervisión y mantenimiento del sensor de pH. Adición de un reactivo regulador del pH.

Tabla 25. Análisis HAZOP del biorreactor.

Palabra Guía	Desviación	Causas	Consecuencias	Acciones
No	Flujo	Fallo o rotura de la bomba P – 102. Obstrucción en las tuberías. Fallo en el Biorreactor.	Se detiene la producción. Derrame del fluido. Variación de la temperatura en el biorreactor.	Empleo de indicadores de flujo (caudalímetros). Lazos de control. Operaciones periódicas de mantenimiento de válvulas y la bomba P – 102.
Menos	Flujo	Fallo de la bomba P – 102. Rotura de algún tubo o unión. Conducción obstruida.	Menor eficacia de la separación y concentración de la biomasa. Menor producción. Menor cantidad de agua tratada.	Empleo de indicadores de flujo (caudalímetros). Lazos de control. Operaciones periódicas de mantenimiento. Alarma de bajo flujo.
	Presión	Fallo en la bomba P – 102. Fallo en las válvulas	Posible formación de vacío, explosión del equipo. Derrame del fluido	Lazos de control. Supervisión y mantenimiento de la bomba P – 102 y las válvulas.

Palabra Guía	Desviación	Causas	Consecuencias	Acciones
Más	Flujo	Bomba P - 102 mal seleccionada o regulada.	No se podrán concentrar correctamente las microalgas. Se puede saturar la centrífuga.	Supervisión y mantenimiento de la bomba P - 102. Control del flujo de la bomba P - 102.
	Presión	Fallo en la bomba P - 102. Fallo en las válvulas	Aumento de la presión, posible rotura del equipo. Derrame de fluido.	Instalación de válvula de liberación de presión. Supervisión y mantenimiento de la bomba P - 102 y las válvulas.

Tabla 26. Análisis HAZOP de la centrífuga de discos.

Palabra Guía	Desviación	Causas	Consecuencias	Acciones
No	Flujo	Fallo o rotura de la soplante.	Se detiene la producción.	Empleo de indicadores de flujo (caudalímetros). Lazos de control. Operaciones periódicas de mantenimiento.
Menos	Flujo	Fallo de la soplante. Fallo en el flujo del agua residual.	Menor transferencia del oxígeno al medio. Menor producción.	Empleo de indicadores de flujo (caudalímetros). Lazos de control.

Palabra Guía	Desviación	Causas	Consecuencias	Acciones
		Rotura de algún tubo o unión. Conducción obstruida.		Operaciones periódicas de mantenimiento. Alarma de bajo flujo.
Más	Oxígeno Disuelto	Fallo o rotura del soplante.	No se produce la transferencia del oxígeno de forma correcta. El medio de cultivo se puede inhibir.	Supervisión y mantenimiento del soplante. Control del flujo de aire en el soplante.

Tabla 27. Análisis HAZOP de la soplante del Biorreactor.

Tras el análisis HAZOP realizado, se saca como conclusión que la presión no influye en el biorreactor, pero sí en la centrífuga de discos, por lo que habrá que controlarla en dicho equipo, además también habrá que controlar la temperatura y el pH, sin embargo, solo afectan al crecimiento de las microalgas, en ningún momento pueden llegar a comprometer la seguridad del proceso.

Por otro lado, también se concluye que es necesario incorporar un lazo de control e indicadores de flujo, para poder controlar esta variable, y en caso de que se produzca alguna anomalía, corregirla de la manera más rápida y eficaz posible. También es importante mencionar, que de la misma manera que ocurre con la temperatura y pH, el flujo tampoco compromete la seguridad del proceso.

Por lo tanto, una vez estudiado el motivo por el cual es necesario implantar estos tres sistemas de control, se amplía el diagrama de flujo añadiendo los sistemas de instrumentación y control necesarios para el proceso; este diagrama se conoce como diagrama de tuberías e instrumentos (P&ID), detallado en el Anexo A.3.

8. Medio Ambiente

En este apartado se realiza un estudio del impacto ambiental que puede tener el proceso de producción de biomasa de *Chlorella vulgaris*. Para ello hay que llevar a cabo un análisis de las fuentes de emisión de los contaminantes, su impacto medioambiental y las medidas correctoras de acuerdo con la legalidad.

La planta de producción de microalgas tiene un impacto mínimo en comparación con cualquier otro proceso industrial que se dedique a la fabricación de alimentos para animales y fertilizantes. Esto es así ya que los requerimientos nutricionales de las microalgas para crecer son pequeños y se obtienen grandes tasas de crecimiento.

Como aporte de nutrientes, se puede utilizar aguas de proceso, siempre y cuando tenga un elevado contenido en nutrientes y estén libre de patógenos; pero no es necesario el uso de agua dulce, lo cual generaría un impacto ambiental negativo.

8.1. Impacto energético del proyecto

En este proceso, toda la energía requerida para el funcionamiento de los equipos de separación y de impulsión de líquidos, será energía eléctrica. Y debido a lo elevados consumos que se producen en las etapas de concentración, esto genera un impacto ambiental negativo, aunque este será menor que el de otras industrias, gracias a que forma parte de un proceso de simbiosis industrial.

8.2. Fuentes de emisiones del proyecto

En este apartado se analizan las emisiones que produce el proceso, y el efecto que pueden tener en el medio ambiente.

8.2.1. Residuos Sólidos

En este proceso se producen residuos sólidos procedentes del procesado de las frutas y verduras que se encuentran en el agua residual como sólidos suspendidos, estos son separados en la etapa de pretratamiento, mediante ultrafiltración. Los residuos sólidos son cáscaras y pieles de las frutas y verduras.

La corriente que contiene dichos sólidos se llevará a un tratamiento posterior fuera de los límites de batería del proyecto.

8.2.2. Residuos Líquidos

Como residuo líquido únicamente se podría considerar el agua tratada. Si no fuese apta para el riego de las zonas colindantes, pues tendría que llevarse a un segundo tratamiento.

La DQO de salida del agua tratada está dentro de los límites permitidos para que esta agua pueda ser vertida o utilizada como riego.

Juan Castro Bustamante
Grado en Ingeniería Química



En el caso de que se produjese un vertido accidental, estos efluentes no son peligrosos para el medio ambiente ya que no contienen ningún residuo tóxico, están formados únicamente por agua.

9. Legislación

9.1. Microorganismos

- Orden de 4 de julio de 1994 sobre utilización y comercialización de enzimas, microorganismos y sus preparados en la alimentación animal.
- Directiva 2005/25/CE del Consejo, de 14 de marzo de 2005, por la que se modifica el anexo VI de la Directiva 91/414/CEE en lo que se refiere a los productos fitosanitarios que contienen microorganismos.
- Reglamento (CE) nº 1812/2005 de la Comisión, de 4 de noviembre de 2005, por el que se modifican los Reglamentos (CE) nº 490/2004, (CE) nº 1288/2004, (CE) nº 521/2005 y (CE) nº 833/2005 en cuanto a las condiciones de autorización de determinados aditivos en la alimentación animal pertenecientes a los grupos de enzimas y microorganismos.
- Reglamento (CE) nº 710/2009 de la Comisión, de 5 de agosto de 2009, que modifica el Reglamento (CE) nº 889/2008 por el que se establecen disposiciones de aplicación del Reglamento (CE) nº 834/2007, en lo que respecta a la fijación de disposiciones de aplicación para la producción ecológica de animales de la acuicultura y de algas marinas.
- Orden PRE/2671/2009, de 29 de septiembre, por la que se incluyen en el anexo I del Real Decreto 2163/1994, de 4 de noviembre, por el que se implanta el sistema armonizado comunitario de autorización para comercializar y utilizar productos fitosanitarios, varias sustancias activas y microorganismos como sustancias activas.

9.2. Gestión de lodos

- Real Decreto 1310/1990, del 29 de octubre, por el que se regula la utilización de lodos de depuradora en el sector agrario.
- Resolución del 14 de junio de 2001, de la Secretaría General del Medio Ambiente, por la que se dispone la publicación del Acuerdo de Consejo de Ministros, del 1 de junio de 2001, por el que se aprueba el Plan Nacional de Lodos de Depuradoras de Aguas Residuales 2001-2006
- Orden AAA/1072/2013, de 7 de junio, sobre utilización de lodos de depuración en el sector agrario.

9.3. Vertido y Reutilización de aguas

- Ley de Aguas 1/2001, del 20 de julio (uso racional del agua, lucha contra la contaminación, valores máximos y canon de vertido).
- Real Decreto 1620/2007, del 7 de diciembre, por el que se establece el régimen jurídico de la reutilización de aguas depuradas.
- Real Decreto 638/2016, de 9 de diciembre, por el que se modifica el Reglamento del Dominio Público Hidráulico aprobado por el Real Decreto 849/1986, de 11 de abril, el Reglamento de Planificación Hidrológica, aprobado por el Real Decreto 907/2007, de 6 de julio, y otros reglamentos en materia de gestión de riesgos de inundación, caudales ecológicos, reservas hidrológicas y vertidos de aguas residuales.

10. Análisis Económico

El estudio de viabilidad económica del proyecto se centra en el estudio económico preliminar de una planta de crecimiento de microalgas.

Los costes relacionados con la planta piloto se dividen en fijos y en variables de operación. Los posibles ingresos producidos serán los obtenidos por la venta de la biomasa algal en forma de pasta seca y por la gestión de tratamiento del agua residual, destinada al riego de las zonas colindantes.

10.1. Costes fijos

Entre las diferentes posibilidades encontradas en la bibliografía se ha decidido aplicar el método de Lang para conocer el coste total de la planta a través del coste de los equipos de proceso principales. Este método tiene una forma funcional dada por la siguiente ecuación (Coulson, et al., 2002):

$$PPC = f \cdot PCE$$

donde:

- PPC y PCE son los costes fijos de la planta y los costes de compra de equipos (tanques, bombas, reactores, etc.), respectivamente.
- f, es el factor que depende del tipo de operación.

El uso de este método permite determinar el coste total de capital a partir de la estimación del coste de equipos. En este caso, el factor f se compone de los elementos del diseño y construcción, tales como los estructurales, civiles, edificación, tuberías, electricidad e instrumentación entre otros. En general, la el factor f viene dado por la suma de los diferentes factores de cada componente:

$$f = 1 + \sum_{i=1}^n f_i$$

donde f_i representa el factor de cada componente, que dependen del tipo de proceso llevado a cabo. En la siguiente Tabla 28 se representan los factores por componente para tener en cuenta:

Categoría	Factor
Montaje de equipos	0,45
Tuberías	0,45
Electricidad	0,10
Instrumentación	0,15
Almacenamiento	0,2
Servicios	0,45

Tabla 28. Factores del método Lang para procesos con fluidos y sólidos

Por lo tanto, el factor será:

$$f = 1 + 0,45 + 0,45 + 0,10 + 0,15 + 0,2 + 0,45 = 2,8$$

Los costes fijos de todos los equipos se detallan en la siguiente Tabla 29:

Equipo	Descripción	Coste
T-101	Tanque de agua residual	2.400 €
P-101	Bomba de alimentación del agua residual	1.500 €
P-102	Bomba del biorreactor	1.500 €
P-103	Bomba de recirculación	1.500 €
P-104	Bomba de agua tratada	1.500 €
P-106	Bomba de permeado	2.800 €
F-101	Filtración con membranas	6.200 €
B-101	Soplante del biorreactor	2.155 €
BR-101	Biorreactor	12.000 €
CV-101	Centrífuga de discos	28.500 €
S-101	Secadero en espray	83.920 €
	TOTAL:	143.975 €

Tabla 29. Coste de compra de los principales equipos.

El coste de la bomba de descarga de la centrífuga está incluido en el precio de la propia centrífuga, así como la soplante del secadero en espray, incluida en dicho secadero y los filtros de aire y partículas correspondientes a ambas soplantes, que están incluidos en sus correspondientes equipos.

Por lo tanto, el coste fijo de la planta será:

$$PPC = f \cdot PCE = 2,8 \cdot 143.975 \text{ €} = 403.130 \text{ €}$$

Por último, para obtener el coste fijo total del proyecto, se debe multiplicar el coste fijo de la planta por un factor que incluye los costes de diseño e ingeniería (Coulson, et al., 2002) que tiene un valor de 1,4.

$$\text{Coste fijo total} = 1,4 \cdot 403.130 \text{ €} = 564.382 \text{ €}$$

10.2. Costes variables

Los costes variables son aquellos relacionados con los costes de operación en planta y los costes de producción. Estos costes se pueden estimar a partir de las materias primas y los requisitos del servicio como la electricidad o energía térmica, entre otras.

En este proyecto la única materia prima a considerar será el inóculo de *C. vulgaris* y en cuanto a servicios, únicamente será necesario agua para la limpieza de los equipos y energía eléctrica para su funcionamiento.

El coste de la cepa de *C. vulgaris* se ha obtenido a través del Banco Español de algas, que vende esta microalga en tubos de 200 mL a 150 €. Que se hará crecer en el laboratorio, por lo que se estima en un coste total de 15.000 € el conseguir el inóculo necesario para el inicio de la fermentación.

Para el consumo energético se tendrá en cuenta el bombeo, la agitación y los compresores. El precio de la electricidad se ha fijado en 13 céntimos por kWh (Luz, s.f.).

Categoría	Consumo (kWh/año)	Coste (€/año)
Bombas	4.800	624
Biorreactor	47.827	6.218
Centrífuga	21.312	2.770
Secadero	23.520	3.058
	TOTAL:	12.670 €

Tabla 30. Costes asociados al consumo energético de la planta

10.3. Ingresos

En este apartado se tendrá en cuenta la venta de la biomasa algal producida y la venta del agua tratada.

Para la venta de la *C. vulgaris* se ha tomado el precio de venta de la empresa española NeoAlgae (Neo Algae, 2012) de 84 €/kg.

Biomasa generada (kg/año)	Precio venta (€/kg)	Ingresos (€/año)
534	84	44.856

Agua tratada (m ³ /año)	Volumen por viaje (m ³)	Total viajes	Precio (€/viaje)	Ingresos (€/año)
757	24	32	60	1.920

TOTAL: 46.776 €

Tabla 31. Ingresos anuales obtenidos

10.4. Balance económico

Conocidos todos los costes y los ingresos por la venta de la *C. vulgaris* y del agua tratada, podremos conocer, mediante un balance económico de la planta de crecimiento de microalgas, los beneficios y la amortización posible del proyecto.

Costes anuales	Ingresos anuales	Balance anual
12.670 €	46.776 €	34.106 €

Tabla 32. Balance económico anual.

Al año se generará un beneficio de 34.106 €, lo que, conocida la inversión necesaria como los costes fijos totales de la planta, se traduce en una amortización de unos 16,5 años. Por lo tanto, se toma la decisión de fijar una amortización máxima de 10 años, para poder afirmar que el proceso de crecimiento de microalgas en condiciones heterótrofas será viable. De esta forma se calcula de nuevo el precio de venta de la *C. vulgaris*.

Con un tiempo de amortización de 10 años, la venta de la microalga y los ingresos generados deberán ser de:

Biomasa generada (kg/año)	Precio venta (€/kg)	Ingresos (€/año)
534	126	67.284

Tabla 33. Ingresos por la venta de *C. vulgaris* a un precio superior.

Esto junto a la venta del agua tratada resultará en unos ingresos anuales totales de **69.204 €**.

De esta forma se asegura una amortización de aproximadamente 10 años, como se muestra en la siguiente Tabla 34:

Ingresos	Costes Fijos Totales	Costes Variables Totales	Amortización
69.204 €	564.382 €	12.670 €	10 años

Tabla 34. Balance económico total.

11. Referencias

Alco, s.f. *Catálogo de tuberías Aalco*. [En línea] Disponible en: <http://www.aalco.co.uk/literature/files/aalco-stainless-steel-tube-pipe.pdf> [Último acceso: 08/08/2018].

Algaenergy, 2018. *Algaenergy*. [En línea] Disponible en: <http://www.algaenergy.es/conocenos/que-son-las-microalgas/> [Último acceso: 09/05/2018].

Amaro, H. M., Sousa-Pinto, I., Malcata, F. X. & Guedes, A. C., 2018. Microalgal fatty acids - From harvesting until extraction. En: C. Gonzalez-Fernandez & R. Muñoz, edits. *Microalgae - Based Biofuels and Bioproducts*. s.l.:Elsevier, pp. 369 - 400.

Ambati, R. R. y otros, 2018. Industrial potential of carotenoid pigments from microalgae: Current trends and future prospects. En: *Critical reviews in food science and nutrition*. s.l.:Taylor & Francis Group, pp. 1549 - 7852.

ASME, s.f. *Norma de diseño para tuberías de acero inoxidable*. [En línea] Disponible en: <https://www.asme.org/products/codes-standards/b3619m-2004-stainless-steel-pipe> [Último acceso: 08/08/2018].

BARMATEC, s.f. *Difusores 9" Burbuja Fina*. [En línea] Disponible en: <http://aireacion.es/wp-content/uploads/2018/07/Catalogo-difusor-9-final.pdf> [Último acceso: 07/08/2018].

Becker, W., 2004. Microalgae in human and animal nutrition. En: *Handbook of microalgae culture*. Oxford: Blackwell, pp. 312 - 351.

Brennan, L. & Owende, P., 2010. Biofuels from microalgae - A review of technologies for production, processing and extractions of biofuels and co-products. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 14(2), pp. 557 - 577.

Bumbak, F. y otros, 2011. Best Practices in heterotrophic high-cell-density microalgal processes: achievements, potential and possible limitations. *Springer*, pp. 31 - 46.

Coelho, R. S., Vidotti, A. D. S., Reis, É. M. & Franco, T. T., 2014. High Cell Density Cultures of Microalgae under Fed-batch and Continuous Growth. *Chemical Eng Trans*, Volumen 38, pp. 313 - 318.

Coulson, J. M., Richardson, J. F., Backhurst, J. R. & Harker, J. H., 1999. *Coulson & Richardson's Chemical Engineering*. Sexta ed. s.l.:Butterworth Heinemann.

Coulson, J. M., Richardson, J. F., Harker, J. H. & Backhurst, J. R., 2002. *Coulson & Richardson's Chemical Engineering*. Sexta ed. s.l.:Butterworth-Heinemann.

Coulson, J. M., Richardson, J. F. & Sinnott, R. K., 2004. *Coulson & Richardson's Chemical Engineering*. Tercera ed. s.l.:Butterworth-Heinemann.

Devi, M. P., Subhash, G. V. & Mohan, S. V., 2012. Heterotrophic cultivation of mixed microalgae for lipid accumulation and wastewater treatment during sequential growth and starvation phases: Effect of nutrient supplementation. *Renewable Energy*, Volumen 43, pp. 276 - 283.

Doran, P. M., 1995. *Principios de ingeniería de los bioprocesos*. s.l.:Acribia, S.A..

ELECTRICFOR, s.f. *Baterías eléctricas calefactoras TFAN*. [En línea] Disponible en:www.clonica.net/usuario/img_usuario/electricfor.com/uploads/catalogo_TMAX_cast-ingles_2.pdf [Último acceso: 27 09 2018].

Elias, B. & Van Cleef, J., 1998. High-shear membrane separation for process & wastewater treatment. *Chemical engineering*, 105(10), pp. 94 - 104.

Fasaei, F., Bitter, J. H., Slegers, P. M. & van Boxtel, A. J. B., 2018. Techno-economic evaluation of microalgae harvesting and dewatering systems. *Algal Research*, Volumen 31, pp. 147 - 362.

Ferrer Polo, J. & Seco Torrecillas, A., 2007. *Tratamientos biológicos de aguas residuales*. Valencia: Universidad Politécnica de Valencia.

Grobbelaar, J. U., 2004. Algal Nutrition. En: A. Richmond, ed. *Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and Applied Phycology*. s.l.:Blackwell Publishing Ltd, pp. 97 - 115.

Guldhe, A., Ansari, F. A., Singh, P. & Bux, F., 2017. Heterotrophic cultivation of microalgae using aquaculture wastewater: A biorefinery concept for biomass production and nutrient remediation. *Ecological Engineering*, Volumen 99, pp. 47 - 53.

Jeon, J. Y. y otros, 2014. Optimization of Culture Media for Large-Scale Lutein Production by Heterotrophic *Chlorella vulgaris*. *Biotechnology progress*, 30(3), pp. 763 - 743.

Kim, S., Park, J.-e., Cho, Y.-B. & Hwang, S.-J., 2013. Growth rate, organic carbon and nutrient removal rates of *Chlorella sorokiniana* in autotrophic, heterotrophic and mixotrophic conditions. *Bioresource Technology*, Issue 144, pp. 8 - 13.

Klamczynska, B. & Mooney, W. D., 2016. Heterotrophic Microalgae: A Scalable and Sustainable Protein Source. En: *Sustainable Protein Sources*. s.l.:Elsevier Inc., pp. 327 - 339.

KOCH, M. S., 2017. *Koch membrane system*. [En línea] Disponible en: <https://www.kochmembrane.com/KochMembraneSolutions/media/Product-Datasheets/Hollow%20Fiber%20Ultrafiltration/romicon-5-inch-hf-cartridges-datasheet.pdf> [Último acceso: 24/07/2018].

Kuan-Yeow, S., Duu-Jong, L. & Jo-Shu, C., 2013. Algal biomass dehydration. *Bioresource Technology*, Volumen 135, pp. 720 - 729.

Lívanský, K. & Doucha, J., 2012. Production of high-density *Chlorella* culture grown in fermenters. *Journal of applied phycology*, 24(1), pp. 35 - 43.

Lowrey, J., Brooks, M. S. & McGinn, P. J., 2015. Heterotrophic and mixotrophic cultivation of microalgae for biodiesel production in agricultural wastewaters and associated challenges—a critical review. *Journal of applied phycology*, 27(4), pp. 1485 - 1498.

Luz, T., s.f. [En línea] Disponible en: <https://tarifaluzhora.es/> [Último acceso: 09/08/2018].

Madigan, M. T., Martinko, J. M. & Parker, J., 2004. *Brock Biología de los microorganismos*. Décima ed. s.l.:Pearson Education.

Martínez, A. R., 2011. *Puesta en marcha de un cultivo de microalgas para la eliminación de nutrientes de un agua residual urbana previamente tratada anaeróbicamente.*, s.l.: Universidad Politecnica de Valencia.

Mitra, D., van Leeuwen, J. H. & Lamsal, B., 2012. Heterotrophic/mixotrophic cultivation of oleaginous *Chlorella vulgaris* on industrial co-products. *Algal Research*, 1(1), pp. 40 - 48.

Mohan, S. V. y otros, 2015. Heterotrophic microalgae cultivation to synergize biodiesel production with waste remediation: Progress and perspectives. *Biosource Technology*, Volumen 184, pp. 169 - 178.

Neo Algae, 2012. [En línea] Disponible en: <http://www.neoalgae.es/es/tienda/acuicultura/chlorellaacuicultura/> [Último acceso: 09/08/2018].

O'Grady, J. & Morgan, J. A., 2011. Heterotrophic growth and lipid production of *Chlorella protothecoides* on glycerol. *Bioprocess and biosystems engineering*, 34(1), pp. 121 - 125.

Perez-Garcia, O., Bashan, Y. & Puente, M. E., 2011b. Organic carbon supplementation of sterilized municipal wastewater is essential for heterotrophic growth and removing ammonium by the microalga *Chlorella vulgaris*. *Journal of Phycology*, 47(1), pp. 190 - 199.

Perez-García, O., de-Bashan, L. E., Hernández, J.-P. & Bashan, Y., 2010. Efficiency of growth and nutrient uptake from wastewater by heterotrophic, autotrophic, and mixotrophic cultivation of *Chlorella vulgaris* immobilized with *Azospirillum brasilense*. *Journal of Phycology*, 46(4), pp. 800 - 812.

Perez-García, O., Escalante, F. M. E., de-Bashan, L. E. & Bashan, Y., 2011a. Heterotrophic cultures of microalgae: Metabolism and potential products. *Water Research*, 45(1), pp. 11 - 36.

Pleissner, D., Lam, W. C., Sun, Z. & Ki Lin, C. S., 2013. Food waste as nutrient source in heterotrophic microalgae cultivation. *Bioresource Technology*, Volumen 137, pp. 139 - 146.

Po-Fung, I. & Feng, C., 2005. Production of astaxanthin by the green microalga *Chlorella zofingiensis* in the dark. *Process Biochemistry*, 40(2), pp. 733 - 738.

Pulz, O. & Gross, W., 2004. Valuable products from biotechnology of microalgae. *Applied microbiology and biotechnology*, 65(6), pp. 635 - 648.

Ramalho, R. S., 1996. *Tratamiento de aguas residuales*. s.l.:Reverté.

Rawat, I., Ranjith Kumar, R., Mutanda, T. & Bux, F., 2011. Dual role of microalgae: Phycoremediation of domestic wastewater and biomass production for sustainable biofuels production. *Applied energy*, 88(10), pp. 3411 - 3424.

Sansawa, H. & Endo, H., 2004. Production of intracellular phytochemicals in *Chlorella* under heterotrophic conditions. *Journal of bioscience and bioengineering*, 98(6), pp. 437 - 444.

Scragg, A., 2002. *Biología para Ingenieros: Sistemas biológicos en procesos tecnológicos*. s.l.:LIMUSA SA.

Shen, X.-F., Chu, F.-F., Lam, P. K. S. & Zeng, R. J., 2015. Biosynthesis of high yield fatty acids from *Chlorella vulgaris* NIES-227 under nitrogen starvation stress during heterotrophic cultivation. *Water Research*, Volumen 81, pp. 294 - 300.

Singh, G. & Patidar, S. K., 2018. Microalgae harvesting techniques: A review. *Journal of environmental management*, Volumen 217, pp. 499 - 508.

Sun, N. y otros, 2008. Sugar-based growth, astaxanthin accumulation and carotenogenic transcription of heterotrophic *Chlorella zofingiensis* (Chlorophyta). *Process biochemistry*, 43(11), pp. 1288 - 1292.

Watson-Marlow Pumps, s.f. *Ficha técnica Watson-Marlow Pumps*. [En línea] Disponible en: <http://www.watson-marlow.com/Documents/knowledge->

[hub/Brochures/gb%20-%20UK/Industry/b-process-pumps-industrial-en-08.pdf](#) [Último acceso: 08/08/2018].

Wei, X. y otros, 2010. ¹³C tracer and GC-MS analysis reveal metabolic flux distribution in oleaginous microalga *Chlorella protothecoides*. *Plant Physiology*, pp. 1001 - 1011.

Xian-Ming, S., Yue, J. & Feng, C., 2002. High-Yield Production of Lutein by the green Microalga *Chlorella protothecoides* in Heterotrophic Fed-Batch Culture. *Biotechnology progress*, 18(4), pp. 723 - 727.

Xiong, W., Li, X., Jinyi, X. & Qingyu, W., 2008. High-density fermentation of microalga *Chlorella protothecoides* in bioreactor for microbio-diesel production. *Applied microbiology and biotechnology*, 78(1), pp. 29 - 36.

Zhengyun, W., Shumin, W. & Xianming, S., 2007. Supercritical fluid extraction and determination of lutein in heterotrophically cultivated *Chlorella Pyrenoidosa*. *Journal of food process engineering*, 30(2), pp. 174 - 185.

Zhengyun, W. & Xianming, S., 2007. Optimization for high-density cultivation of heterotrophic *Chlorella* based on a hybrid neural network model. *Letters in applied microbiology*, 44(1), pp. 13 - 18.