



ESTUDIO DE FOTOBIORREACTOR DE MICROALGA: SISTEMA DE MONITOREO Y SIMULACIÓN DE ESTRATEGIAS DE CONTROL

Jessica Ruiz-Reyes

Piura, septiembre de 2015

Facultad de Ingeniería

Departamento de Ingeniería Mecánico-Eléctrica

Ruiz, J. (2015). Estudio de fotobiorreactor de microalga: sistema de monitoreo y simulación de estrategias de control (Tesis de pregrado en Ingeniería Mecánico-Eléctrica). Universidad de Piura, Facultad de Ingeniería. Programa Académico de Ingeniería Mecánico-Eléctrica. Piura, Perú.



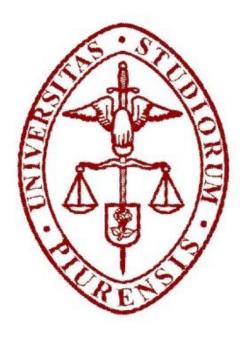


Esta obra está bajo una <u>licencia</u> Creative Commons Atribución-NoComercial-SinDerivadas 2.5 Perú

Repositorio institucional PIRHUA – Universidad de Piura

UNIVERSIDAD DE PIURA

FACULTAD DE INGENIERÍA



"ESTUDIO DE FOTOBIORREACTOR DE MICROALGA: SISTEMA DE MONITOREO Y SIMULACIÓN DE ESTRATEGIAS DE CONTROL"

Tesis para optar el Título de Ingeniera Mecánico - Eléctrico

JESSICA MAGALY RUIZ REYES

Asesor: Dr. Ing. William Ipanaqué Alama

Piura, Septiembre 2015

En especial a Dios y la Virgen María, a mi madre, hermana, sobrina y familia, por toda su dedicación y apoyo incondicional.

Prólogo

La amplia trascendencia de biocombustibles ecológicos se convierte hoy en día en un gran desafío al conseguir que su generación y uso sea de manera sostenible. En este sentido, la ciencia respalda una alternativa que se vuelve competente ante la situación medioambiental en la que se encuentra el mundo: el cultivo de microalgas. Esta diminuta especie ha facilitado la producción de biocombustibles con un rendimiento superior a otro tipo de cultivos energéticos, además se pueden reproducir en cualquier medio acuático, ya sea en agua salada como en aguas residuales, que compensa la tendencia a usar tierras agrícolas para los biocombustibles de primera generación. Otra atractiva ventaja de esta revolución verde, es la obtención de suplementos alimenticios que favorecen la dieta y ante todo la lucha contra las enfermedades, principalmente el cáncer y la desnutrición.

La Universidad de Piura se unió a este reto de las nuevas energías renovables a través del proyecto 025-FINCYT-PITEA-2008 "Desarrollo de tecnología para el diseño y construcción de un fotobioreactor piloto para la producción de microalgas (FBR-MA) para biodiesel y otras aplicaciones", en el cual permitió inspirar el desarrollo de la presente tesis.

El presente estudio está orientado a la parte de automatización para el monitoreo de un fotobiorreactor de producción de microalgas. En base a esto, se ha tenido en cuenta una serie de parámetros de trabajo del cultivo para dar lugar a óptimas condiciones del crecimiento de microalgas y a la resistencia ante las variaciones ambientales; y así, poder obtener un producto de excelente calidad.

Este proyecto genera una gran innovación y nuevas posibilidades de desarrollo en nuestra región y en más altos niveles, en especial porque esta alternativa puede contrarrestar en gran magnitud la contaminación ambiental. Es de esta manera que ha nacido el interés por aportar nuevos conocimientos e investigación con respecto a este tema tan suscitado a nivel mundial.

Agradezco al Dr. Ing. William Ipanaqué Alama por el asesoramiento otorgado durante el desarrollo de la presente tesis y a todas las personas que han participado arduamente para llevar a cabo este importante estudio.

Resumen

La presente tesis está orientada al estudio de un fotobiorreactor de cultivo de microalgas con el fin de proponer un diseño de sistema de supervisión y monitoreo automático. Este diseño se realizó mediante la medición en tiempo real de los principales parámetros de trabajo del cultivo, a través de sensores conectados al sistema completo de hardware y software Opto 22.

Los registros de data de los parámetros de cultivo se lograron durante la ejecución del proyecto 025-FINCYT-PITEA-2008 "Desarrollo de tecnología para el diseño y construcción de un fotobioreactor piloto para la producción de microalgas (FBR-MA) para biodiesel y otras aplicaciones" ejecutado en la Universidad de Piura.

Asimismo se analiza el comportamiento de proceso en base al modelo matemático de un fotobiorreactor tubular de crianza de microalgas para la producción de biocombustibles renovables, en el cual se realizan simulaciones de distintas estrategias de control: PID (Proporcional-Integral-Derivativo), en variables de estados y GPC (Control Predictivo Generalizado), que ha permitido el control óptimo del proceso, con ayuda del software Matlab. Con este estudio se otorga una visión amplia para el monitoreo y control del proceso de un fotobiorreactor de microalgas.

Índice

Introduc	ción	1
Capítulo	1 – Proceso de un fotobiorreactor	3
1.1.	Definición de un fotobiorreactor	3
1.2.	Estudio del cultivo de microalgas	4
1.3.	Cultivo de microalga spirulina platensis	4
1.4.	Cultivo de microalga dunaliella tertiolecta	5
1.5.	Cinética de crecimiento de la microalga	8
Capítulo	2 – Diseño del sistema de monitoreo	1
2.1.	Parámetros de trabajo del cultivo	1
2.2.	Sistema PAC Opto 22	2
2.3.	Parte experimental	4
Capítulo	3 – Modelación matemática de un fotobiorreactor	9
3.1.	Modelación matemática en el plano S	9
3.2.	Modelo matemático en espacio de estados	4
Capítulo	4 – Control PID de un fotobiorreactor	9
4.1.	Sintonización Ziegler Nichols a lazo cerrado	9
4.2.	Controlador P	2
4.3.	Controlador PI	3
4.4.	Controlador PID	5
Capítulo	5 – Control en espacio de estados de un fotobiorreactor	7
5.1.	Controlabilidad	7
5.1.1.	Diseño del controlador	7
5.1.1.	1. Método Ackerman	7
5.1.1.2	2. Método de autovalores	8
5.2.	Observabilidad	-2
5.2.1.	Diseño del estimador4	-2

5.3.	Control a lazo cerrado	45
Capítulo	o 6 – Controlador GPC de un fotobiorreactor	49
6.1.	Diseño del controlador GPC	50
	dos: Artículo Científico "Supervisión y monitoreo de un biorreactor pa partir de algas marinas	
Conclus	iones	69
Bibliogr	afía	71

Introducción

La presente tesis se llevó a cabo en la Universidad de Piura, donde se desarrolló un prototipo de monitoreo automático para dos tipos de fotobiorreactores de dos cultivos de microalgas [1], [2]: fotobiorreactor vertical (dunaliella tertiolecta) y fotobiorreactor horizontal (spirulina platensis), la primera, origina la obtención de aceites para la producción de biodiesel, y la segunda para la extracción de proteínas. Esta tesis busca potenciar la supervisión y el monitoreo, y por ende garantizar la factibilidad de producción de biocombustibles ecológicos y de alimentos altamente proteicos a partir de estos microorganismos.

En la planta piloto del proyecto 025-FINCYT-PITEA-2008 "Desarrollo de tecnología para el diseño y construcción de un fotobioreactor piloto para la producción de microalgas (FBR-MA) para biodiesel y otras aplicaciones" elaborado en la Universidad de Piura se desarrolló e implementó un grupo de sensores para el registro y almacenamiento de datos de los parámetros vitales del cultivo (temperaturas, luminosidad y pH) en tiempo real, por medio de un PAC (Controlador Automático Programable) Opto22, de esta forma se realizó el análisis y estudio del crecimiento cinético de las microalgas [9]. Además se incluyó la medición de la densidad del cultivo para poder estimar progresivamente el crecimiento poblacional de microalgas [9]. Existen diferentes parámetros que influyen directamente en el cultivo de microalgas, por ejemplo: las condiciones ambientales pueden resultar ser favorables o desfavorables dependiendo del tipo de microalga, es por eso que el estudio para la construcción y uso de los fotobiorreactores, y la utilización de una instrumentación deben ser apropiados para que se logre optimizar el rendimiento productivo de las microalgas [5], [6], [7], [8], [13].

En el capítulo 1 se detalla las características principales de los cultivos de microalgas en estudio; en el capítulo 2 se describe el desarrollo del sistema de adquisición de datos para el monitoreo de los fotobiorreactores; mientras que el capítulo 3 enfoca la modelación matemática de un fotobiorreactor como un sistema lineal. En los capítulos 4, 5 y 6 se presentan las simulaciones de las estrategias de control: PID, espacios de estados y GPC aplicadas al proceso del fotobiorreactor, realizado en el software Matlab.

Vale la pena mencionar que los resultados parciales de este trabajo fueron presentados al XVII Congreso Internacional de Ingeniería Eléctrica, Electrónica, Sistemas y Ramas Afines "IEEE INTERCON 2011" cuyo artículo científico: "Supervisión y monitoreo de un biorreactor para producir aceite a partir de algas marinas" se hizo merecedor del 4to puesto en el Concurso de Proyectos del Área Electrónica Categoría Pre-Grado.

Capítulo 1 Proceso de un fotobiorreactor

1.1. Definición de un fotobiorreactor

Un fotobiorreactor es una unidad de cultivo, ya sea cerrado o con poca exposición a la atmósfera, que es considerado como un sistema desarrollado para la producción de microalgas, especialmente porque es posible controlar las variables físicas y químicas del cultivo [13], [14].

Es contundente que la alta productividad, el menor uso de agua, mejor radiación lumínica y mezclado, la escasa pérdida de CO₂, y el control en las condiciones de cultivo son claras ventajas para el manejo de fotobiorreactores [13], [14].

Existen distintos tipos de fotobiorreactores en la obtención de ácidos grasos para la producción de biocombustibles; recurren mayormente al uso de los fotobiorreactores tubulares, de placas planas y los de columna de burbujas [12], [13].

Los diferentes tipos de fotobiorreactores para el cultivo de microalgas son:

- Estanques abiertos: Sistemas de poca profundidad y gran área. Facilidad para su construcción y operación. Sin embargo, presenta limitaciones debido a la posible contaminación del cultivo, deficiencia celular en la utilización de la luz, pérdidas por evaporación, difusión de CO₂ a la atmósfera, entre otros [12].
- **Placa Plana:** En su diseño se emplea material transparente para aprovechar al máximo la energía de luz solar. Buena capacidad para la movilización de las algas, dando lugar a una alta productividad de masa, fácil de limpiar, con mínima acumulación de oxígeno. Una de las desventajas es la dificultad para controlar la temperatura del cultivo [12].
- Columna de Burbujas: Estructura compacta, bajo costo y fácil de operar. Las ventajas de este fotobiorreactor son: alta transferencia de masa, buena mezcla, bajo consumo de energía, excelente escalabilidad, entre otros. Los pocos inconvenientes son las pequeñas áreas de iluminación de superficie, requerimiento de materiales sofisticados para su construcción, etc. [12].

• Tubulares: Consiste de colector solar, formado por un conjunto de tubos rectos transparentes que permite la mayor captación de luz solar para el cultivo microalgal, por ello son de diámetro pequeño (≤ 1 m), debido a que la luz no alcanza penetrar adecuadamente a cultivo muy densos. Tienen una elevada actividad fotosintética por la alta exposición solar, alta productividad de biomasa. Algunos obstáculos son la poca transferencia de masa, altos niveles de pH y oxígeno en la mezcla, se requiere mantenimiento por los niveles de dióxido de carbono disueltos a lo largo de los tubos, además y requieren de grandes terrenos para la implementación [12].

1.2. Estudio del cultivo de microalgas

La Universidad de Piura desarrolló el tema de nuevas energías renovables a través del proyecto 025-FINCYT-PITEA-2008 denominado "Desarrollo de tecnología para el diseño y construcción de un fotobioreactor piloto para la producción de microalgas (FBR-MA) para biodiesel y otras aplicaciones".

Particularmente el estudio consistió en una planta piloto del cultivo de dos especies de microalgas en fotobiorreactores: *dunaliella tertiolecta* (para la extracción de biodiesel) y *spirulina platensis* (para la extracción de proteínas).

Asimismo se buscó aplicar un sistema de monitoreo, donde se realizó la medición en tiempo real de los parámetros de trabajo del cultivo (temperatura del ambiente y del fotobiorreactor, pH y luminosidad) a través del uso de sensores interconectados con el sistema OPTO 22, mediante un control vía inalámbrico y/o desde una aplicación de teléfono celular, de tal forma se adquirió el registro de la data para un análisis completo de la influencia de estos parámetros sobre el crecimiento cinético de la microalga, teniendo como referencia la medida de la densidad del cultivo de microalgas.

1.3. Cultivo de microalga spirulina platensis

La *spirulina platensis* es una microscópica alga perteneciente a la familia de cianobacterias de agua dulce, de color verde-azul que crece en ambientes cálidos y ricos en minerales, sales y nutrientes, lo que le otorga una característica especial: una densidad versátil de nutrientes de alta calidad y baja toxicidad, que alcanza desde 50 a 70% de proteínas de su peso seco [16], [17], [18].

La reproducción de la *spirulina platensis* empieza cuando los valores de temperatura del cultivo superan los 20 °C, siendo su rango óptimo entre 35 y 38 °C para alcanzar la velocidad de crecimiento máxima. Asimismo el nivel de pH ideal para la crianza de esta microalga es de 8 a 11 [18].

En el proyecto 025-FINCYT-PITEA-2008, este tipo de microalga fue destinada para el cultivo en fotobiorreactores semicilíndricos en sentido horizontal, con una profundidad de 50 cm y una longitud de 250 cm de largo (ver figura 1.1). Los periodos de cultivo variaban alrededor de 15 a 30 días, dependiendo principalmente del metabolismo de la microalga y demás factores. Al mismo tiempo la lectura de la densidad de biomasa (mg/l) se registró por medio del uso del espectrómetro con una longitud de onda de 760 nm.

El sólido conocimiento de las técnicas de cultivo y producción, fue una herramienta ineludible en la obtención masiva de este alimento altamente proteico. La suave agitación, la escasa exposición solar, la apropiada concentración de sustentos y minerales e inclusive el control microbiano constituyeron parte fundamental para optimizar la producción.



Figura 1.1. Fotobiorreactor para el cultivo de microalga *spirulina platensis*. Fuente: Universidad de Piura. Proyecto 025-FINCYT-PITEA-2008, [20].

1.4. Cultivo de microalga dunaliella tertiolecta

La *dunaliella tertiolecta* es un organismo unicelular movible predominante en aguas saladas y en zonas de condiciones climáticas rigurosas (temperaturas elevadas y luz intensa). Esta microalga de coloración rojiza contiene básicamente proteínas, carbohidratos, ácidos nucleicos y un alto contenido de aceite que representa cerca del 71,4% en base a peso seco [22].

Este género de algas son potenciales para producir biodiesel, debido a que su capacidad de respuesta ante estimulación externa (estrés salino, agotamiento de nitrógeno, etc.) aumenta su contenido de lípidos, sin embargo se ve obstaculizada por las bajas tasas de crecimiento, es por ello que se requiere optimizar la tasa de crecimiento y el contenido de lípidos [11], [19].

El aceite a partir de las algas es 200 veces mayor que en plantas, al mismo tiempo posee un alto rendimiento y un costo bajo [8], [22].

Los datos presentados a continuación (ver tabla 1.1) son indicativos de la naturaleza, principalmente porque resaltan las diferencias de producción de aceite de algas en comparación a otras semillas oleaginosas.

El tiempo de cultivo se manifiesta en un breve periodo de 6 a 7 días aproximadamente. Es una microalga que crece rápidamente, es por esta razón que la tasa de absorción de CO₂ es alta.

Tahla 11	Producción	de aceite de	varias especies.
i aina i.i.		uc acciic uc	varias especies.

Especie	Galones de aceite por hectárea por año
Maíz	18
Soya	48
Cártamo	83
Girasol	102
Colza	127
Aceite de Palma	635
Microalgas	5000 – 15000

Fuente: Proceso de producción de biodiesel utilizando algas. http://www.oilgae.com/algae/oil/yield/yield.html, [8].

La crianza de la *dunaliella tertiolecta* en el desarrollo del proyecto 025-FINCYT-PITEA-2008 se produjo en fotobiorreactores cilíndricos verticales con un diámetro de 50 cm y una altura de 3,5 m (ver figura 1.2). En el sistema de cultivo a cielo abierto, la *dunaliella tertiolecta* posee un pH comprendido entre 5,5 a 10, mientras que el pH óptimo oscila entre 6,5-9.



Figura 1.2. Fotobiorreactores para el cultivo de microalga *dunaliella tertiolecta*. Fuente: Universidad de Piura. Proyecto 025-FINCYT-PITEA-2008, [20].

Cabe agregar que el conteo de células de las muestras del periodo de cultivo permitió corroborar el incremento de la densidad celular del cultivo.

La medida de densidad del cultivo se realizó del 26 de enero al 01 de febrero de 2011, en un intervalo de tiempo de 30 minutos. Las mediciones de los 5 primeros días se efectuaron durante el transcurso del día, mientras que el día 31 de enero se realizó a lo largo del día hasta las primeras horas del día 01 de febrero, para evaluar el desarrollo de su crecimiento cinético.

Para la medición de la densidad se extrajo una muestra de cultivo en un tubo de ensayo, de inmediato se añadió unas gotas de yodo para matar las microalgas y permitir su conteo, puesto que son microalgas movibles (ver figura 1.3). Luego se procedió al conteo de

microalgas en la cámara de Neubauer contenidas en 0,1 ml de solución algal, y para la visualización de las microalgas se utilizó el microscopio óptico (ver figura 1.4).



Figura 1.3. Muestra de cultivo de *dunaliella tertiolecta*. Fuente: Elaboración propia.

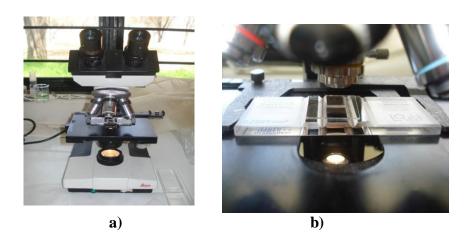


Figura 1.4. Medición de densidad: a) Microscopio óptico b) Cámara de Neubauer. Fuente: Elaboración propia.

La cámara de recuento que se utiliza es el hematocitómetro (Neubauer) de 0,1 mm de profundidad con reglilla de Neubauer, la cual consta de 9 cuadrados con lados de 1 mm (área total de recuento = 0,9 mm²), cada uno de los cuales corresponde a un volumen de 0,1 μ L. Los cuatro extremos están subdivididos en 16 cuadros pequeños. El cuadro central contiene 25 cuadros, cada uno con un área de 0,04 mm² (0,2 mm x 0,2 mm), a su vez divididos en 16 cuadros más pequeños (ver figura 1.5) [21].

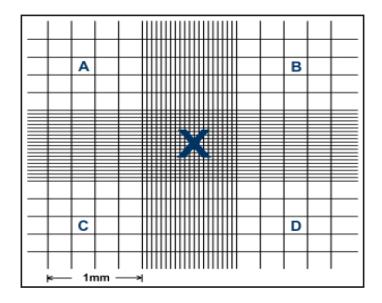


Figura 1.5. Reglilla de la cámara de Neubauer. Fuente: Arredondo y Voltolina, (2007), [21].

Se empleó la fórmula de valoración universal para hallar la densidad total, puesto que el conteo se realizó en el cuadro central X, que está subdivido por 25 cuadros pequeños, lo cual se ha considerado solo 5 cuadrados pequeños. La fórmula está denotada en la ecuación (1.1) [21]:

$$C = \frac{N}{A \times p} \times d \times \frac{1 \text{ mm}^3}{0.001 \text{ ml}} \text{ (cel/ml)}$$
 (1.1)

Donde:

N: Promedio de células contadas en los cinco cuadrados pequeños.

A: Área = 0.04 mm^2

p: Profundidad = 0,1mm

d: Factor de dilución = 1, la muestra de cultivo no ha sido diluido con otro líquido.

1.5. Cinética de crecimiento de la microalga

El proceso metabólico de las microalgas concede el incremento de su tamaño, en efecto las células se dividen y la población aumenta progresivamente.

La cinética de crecimiento de la microalga consta de cinco fases: adaptación, crecimiento exponencial, crecimiento lineal, estacionaria y de muerte, como se muestra en la figura 1.6.

Durante la fase inicial, la microalga muestra la necesidad de adaptarse a las nuevas condiciones del cultivo y la tasa de crecimiento es cercana a cero. Posteriormente, en la segunda fase se produce una aceleración y un incremento gradual de la biomasa, de manera que existe un crecimiento balanceado. En la tercera etapa la multiplicación celular se extiende hasta que la producción de biomasa se reduce y llega a ser lineal, que corresponde a la cuarta fase, en ese sentido la población de microalgas permanece metabólicamente activa

aunque el crecimiento ha cesado. Finalmente las células mueren debido a que culmina su ciclo y por las desfavorables condiciones del ambiente: por la ausencia de luz y nutrientes, y/o por la presencia de bacterias que han contaminado el cultivo [3].

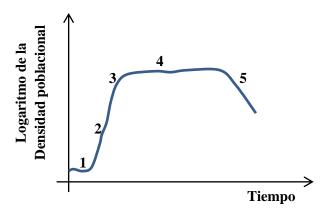


Figura 1.6. Curva de crecimiento cinético de la microalga. Fuente: Díaz, Bustos y Espinosa, (2004), [3].

Nota: 1 es la fase de adaptación, 2, fase de crecimiento exponencial, 3, fase de crecimiento lineal, 4, fase estacionaria y 5, fase de muerte.

Capítulo 2 Diseño del sistema de monitoreo

2.1. Parámetros de trabajo del cultivo

Son varios factores influyentes en el cuidado de las microalgas, ya que estos estimulan el comportamiento celular de la microalga. Igualmente es elemental examinar todas las variables involucradas en el cultivo, tales como:

- **Tiempo de cultivo,** debido a la complejidad del metabolismo de la microalga, este periodo puede ser corto o extenso.
- **Absorción de CO₂**, el dióxido de carbono forma parte indiscutible de la fotosíntesis. Por otro lado, la correcta adición de CO₂ es una alternativa para disminuir la alcalinidad y amortiguar el pH.
- **Agitación del cultivo**, es indispensable la aireación del cultivo ya que favorece la dispersión homogénea en el fotobiorreactor, además permite la incidencia de luz para tener activo el mecanismo fotosintético. Si la agitación es muy brusca puede estropear a la microalga y provocar la aparición de espuma, que imposibilita la penetración de la luz y el intercambio gaseoso del cultivo.
- **Nutrición**, al igual que todos los organismos, la microalga requiere de nutrientes esenciales para sus funciones metabólicas.
- Salinidad, es de suma importancia administrar la concentración de sales inorgánicas disueltas, puesto que afectan la actividad osmótica de la microalga, en otras palabras, perturban los procesos de división celular y la síntesis proteica. Es más, este parámetro se ve influenciado por otros factores: temperatura, fuente de CO₂ y la concentración de nutrientes.

El propósito de evaluar la interrelación de los principales parámetros ha conllevado a su respectiva medición para tratar de incrementar la velocidad de crecimiento y conseguir una considerable proporción de biomasa. Se obtuvo una medida puntual de los factores siguientes:

• Temperatura (°C), este parámetro tiene una influencia directa con la velocidad de crecimiento de la microalga y es preciso tener como referencia dos tipos de

temperatura: la del medio ambiente y fotobiorreactor (líquido del cultivo). El rango de temperaturas que tolera el cultivo depende del tipo de microalgas, pero si sobrepasa los valores de temperatura hay riesgo de destrucción rápida del cultivo, es por eso que los cambios bruscos de temperatura disminuyen el rendimiento de la biomasa.

- **Factor pH**, es un indicativo de acidez en el cultivo, a valores extremadamente altos resultan ser tóxicos para las células en cultivo. La medición de pH llega a ser una evaluación cuantitativa de la cantidad de biomasa, ya que es una referencia clave para el desarrollo rápido y selecto de la microalga. El pH se ve modificado por los siguientes factores: capacidad buffer del medio utilizado, cantidad de CO₂ disuelto, la temperatura que afecta los gases disueltos y la actividad metabólica de la microalga.
- Luminosidad (mol/m²s), primordial para el proceso biológico de la fotosíntesis. Es un factor primario que controla la productividad en el cultivo. La composición espectral de la luz que penetra varía con la profundidad en dependencia del tipo de agua. La luz influye de un modo u otro en función de su composición espectral, intensidad y periodicidad, por lo que las fluctuaciones diarias, estacionales y las condiciones climatológicas afectan notablemente al cultivo, es decir, cuando la iluminación es perenne para las microalgas, desencadena un crecimiento rápido y acelerado; mientras que con fotoperiodos interrumpidos, el crecimiento es uniforme.

2.2. Sistema PAC Opto 22

Al presente continúa la exigencia de ser competentes al momento de supervisar, controlar y adquirir información instantánea y segura de todos los puntos críticos de la empresa, y más que nada alcanzar un óptimo proceso basado en precisión y confiabilidad.

El Controlador Automático Programable (PAC) Opto 22 es un sistema completo de software y hardware conformado por una serie de funciones avanzadas de control y automatización.

El PAC Opto 22 reúne las características de funcionamiento de los tradicionales PLC (Controlador Lógico Programable), DCS (Sistema de Control Distribuido), RTU (Unidad de Telemetría Remota), control basado en PC y otros sistemas.

Este dispositivo posee tres componentes integrados útiles para la supervisión y gestión de las distintas aplicaciones de control, como por ejemplo: programación, conexión de enlace Ethernet e inalámbrico, HMI, almacenamiento de datos, entre otros.

Otra de las funciones resaltantes es la sección PAC *Display Profesional* que forma parte de la interacción entre el operador y la máquina a través de gráficos que permite fácilmente entender el proceso. Por otro lado el PAC *Display Runtime* permite simular y graficar en tiempo real los parámetros en medición, con opción a ampliar, retroceder, adelantar, detener y ver el historial de las gráficas. Simultáneamente se puede programar un sistema de alarma habilitando una ventana para visualizar los posibles eventos de alarma durante el proceso (ver figura 2.1).

Para la adquisición de datos de los parámetros de cultivo de la microalga se operaron los siguientes sensores:

- **Sensor de temperatura**, termocupla tipo J para la medición de la temperatura dentro del fotobiorreactor y termocupla tipo K, para la temperatura del medio ambiente.
- **Sensor de pH**, HI8510E, determinó el nivel de pH del cultivo, además se empleó un sensor de temperatura PT 100 para la calibración del sensor de pH.
- Sensor de luminosidad, Licor 193, de geometría esférica que capta la radiación fotosintéticamente activa (PAR) en ambientes de agua dulce o agua salada. Posee una salida analógica en μA que es amplificada a mA mediante el amplificador de corriente UCLC (Universal Industrial Current Loop Converter).

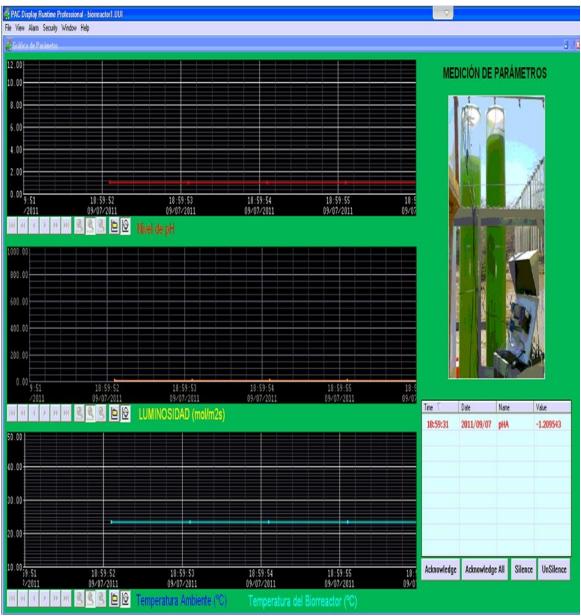


Figura 2.1. Medición de parámetros con sistema de alarma de un fotobiorreactor utilizando el PAC *Display Runtime*.

Fuente: Elaboración propia.

2.3. Parte experimental

Las pruebas realizadas durante esta etapa se basaron primordialmente en la investigación sobre el cultivo de microalga *dunaliella tertiolecta*.

Las mediciones en tiempo real de los parámetros de pH, luminosidad y temperatura del cultivo de microalga de *dunaliella tertiolecta* en un fotobiorreactor vertical se realizaron en la planta piloto del proyecto 025-FINCYT-PITEA-2008.

Se inició el 26 de enero de 2011, primer día de cultivo, hasta el 01 de febrero de 2011 (último día de cultivo, a primeras horas de la mañana). El registro de data estuvo sujeta a un intervalo de 1 segundo.

Se instalaron los sensores de: pH, luminosidad y temperatura (ver figura 2.2) en el fotobiorreactor vertical y se ejecutó el Opto 22; la recepción de los datos permitió evaluar la relación entre los parámetros y la evolución del cultivo.

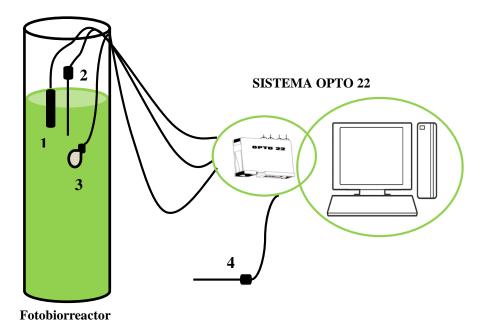


Figura 2.2. Esquema de instalación de sensores en el fotobiorreactor con el Sistema Opto 22.

Fuente: Elaboración propia.

Nota: 1 sensor de pH, 2, sensor de temperatura del fotobiorreactor, 3, sensor de luminosidad y 4, sensor de temperatura ambiente.

Se analizó un cultivo expuesto a plena luz del día y a diferentes temperaturas, con un constante burbujeo para una mayor homogeneidad.

Los niveles de pH oscilaban alrededor de 7,5 hasta 10, el valor mínimo alcanzado correspondía a varias razones: cambios generados por el propio metabolismo de la microalga, la adición prolongada de CO₂, último día de cultivo (ciclo de extinción), perturbaciones de los parámetros de trabajo, entre otros. En la figura 2.3 se puede apreciar los intervalos de pH registrados:

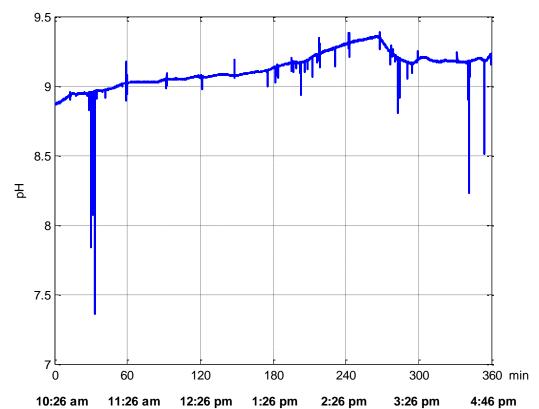


Figura 2.3. Nivel de pH. Primer día de cultivo de la microalga *dunaliella tertiolecta* – 26/01/11.

Fuente: Elaboración propia.

La temperatura del fotobiorreactor aumentó paulatinamente, debido a la influencia de la temperatura ambiente. Particularmente en las mañanas, la temperatura del cultivo oscilaba alrededor de los 27 °C hasta alcanzar los 37 °C, mientras que durante la noche retornaba a la temperatura inicial (ver figura 2.4).

La cálida ciudad de Piura caracterizada por un clima tropical consiguió en los meses de enero y febrero del año 2011 temperaturas de gran escala, siendo la máxima de 42 °C, según la medición del sensor de temperatura del medio ambiente (termocupla tipo k), dichas temperaturas resultaron favorables para el cultivo. Además se presenciaron diariamente cambios bruscos de temperatura del medio ambiente (ver figura 2.5).

La luminosidad, uno de los parámetros predominantes del cultivo, variaba gradualmente según el registro de la luz que incidía en el interior del fotobiorreactor. El continuo burbujeo en el cultivo ocasionó que el sensor estuviera en constante movimiento, de ahí que la medición de la radiación solar arrojó valores oscilantes. Además se hace referencia sobre la nubosidad que atenúo la disponibilidad de luz en el cultivo, ilustrada en la figura 2.6, donde se puede observar cambios relevantes.

De igual forma es oportuno resaltar la medida de la densidad, pues se intuyó que el crecimiento cinético de la *dunaliella tertiolecta* ha cumplido adecuadamente con su ciclo de vida. Por cierto, con otros medios se percató el avance de cada etapa de crecimiento cinético, como por ejemplo: al visualizar los matices de verde del cultivo y el nivel de pH.

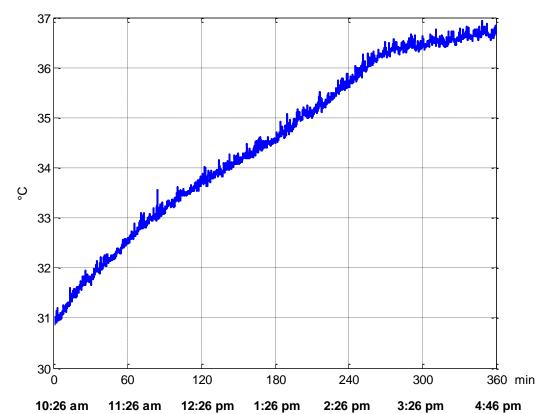


Figura 2.4. Temperatura del Fotobiorreactor. Primer día de cultivo de la microalga dunaliella tertiolecta — 26/01/11.

Fuente: Elaboración propia.



Figura 2.5. Temperatura del Medio Ambiente. Primer día de cultivo de la microalga dunaliella tertiolecta – 26/01/11.

Fuente: Elaboración propia.

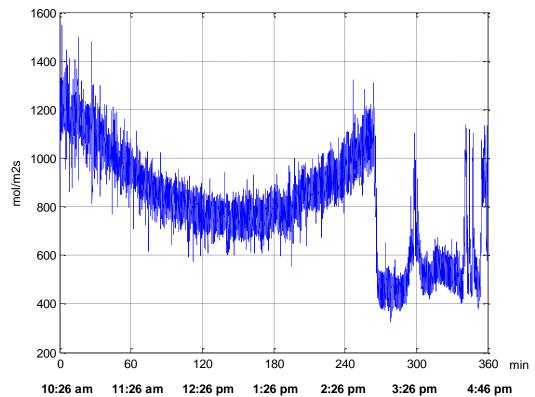


Figura 2.6. Gráfica de Luminosidad. Primer día de cultivo de la microalga dunaliella tertiolecta – 26/01/11.

Fuente: Elaboración propia.

Nota: A partir de los 260 minutos se muestra la presencia de nubosidad cuando alcanza valores de luminosidad de $400-600 \text{ mol/m}^2\text{s}$.

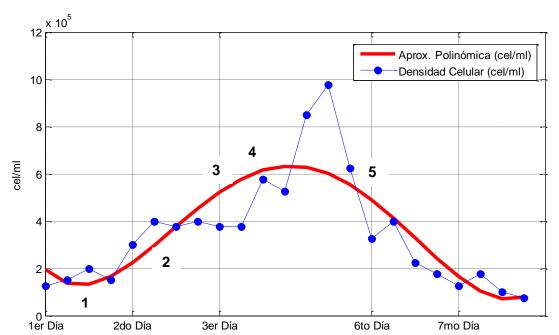


Figura 2.7. Gráfica de densidad del cultivo de microalga *dunaliella tertiolecta*. Fuente: Elaboración propia.

Nota: 1 es la fase de adaptación, 2, fase de crecimiento exponencial, 3, fase de crecimiento lineal, 4, fase estacionaria y 5, fase de muerte.

La figura 2.7 muestra la evolución del cultivo de la microalga, que consta de cinco fases. La gráfica de color azul corresponde a los valores de densidad alcanzados durante los siete días de cultivación. Mediante una aproximación polinómica de grado 3, con la herramienta Matlab (función polyfit) se pudo obtener una tendencia (gráfica de color rojo) a la curva de crecimiento cinético de la microalga, donde se indican las fases de dicho cultivo.

Capítulo 3 Modelación matemática de un fotobiorreactor

3.1. Modelación matemática en el plano S

El modelo matemático en estudio está basado en fotobiorreactores tubulares verticales, cuyo diseño cuenta con un mecanismo *air-lift*. El propósito es conservar un valor ideal de pH mediante la inyección de CO₂, y que en un tiempo estimado el CO₂ sea absorbido por las microalgas para acidificar el cultivo [10].

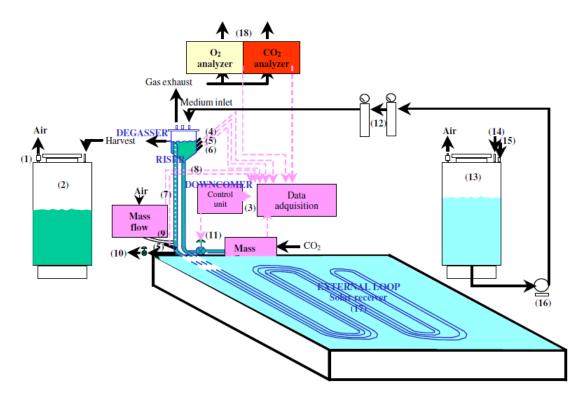


Figura 3.1. Diagrama esquemático del sistema de cultivo al aire libre. Fuente: Berenguel, Rodríguez y Acién, (2004), [10].

Nota: (1) filtros de aire, (2) depósito de cosecha, (3) unidad de control, (4) sensor de temperatura, (5) sonda de oxígeno disuelto, (6) sonda de pH, (7) *riser*, (8) *downcomer*, (9) inyección de aire, (10) *sampler*, (11) inyección de CO₂, (12) filtros estériles medios, (13) tanque de medio fresco, (14) entrada de nutrientes, (15) entrada de agua de mar, (16) bomba, (17) piscina termostática de agua, (18) analizador de gases.

La figura 3.1 muestra el diagrama de un fotobioreactor tubular, cuyo sistema consiste en una bomba vertical *air-lift* de bucle externo que conduce el fluido de cultivo a través del receptor solar horizontal. La sección *air-lift* (*riser*, *downcomer* y desgasificador) tiene una altura de 3,5 m. El receptor solar construido por tubos transparentes de plexiglás (0,05 m de diámetro interno, 0,005 m de espesor de pared) está unido a una configuración de bucle, cuya longitud horizontal total es 98,8 m. El receptor solar está sumergido (~0,05 m) en un estanque de agua de poca profundidad que se mantiene a 21 ± 2 °C por enfriamiento/calefacción según sea necesario. Las paredes interiores de la laguna están pintadas de blanco para mejorar la reflectancia. El área de la superficie de la piscina es 21,4 m² y el volumen total del cultivo en el biorreactor es 0,2 m³ [10].

Los tubos transparentes del receptor solar en la piscina termostática permiten que la producción de biomasa sea óptima [10].

El proceso no lineal de este reactor se fundamenta en la reacción ácido-base de neutralización. Según anteriores estudios se cuenta con un modelo que vincula diferentes variables del proceso: tiempos de residencia, inyección y concentración de sustrato, flujos de entrada, irradiación solar y demás [10].

En este caso se considera un modelo de orden reducido lineal, donde el nivel de pH (salida, pH del cultivo) se relaciona con la inyección de CO₂ (entrada, apertura de la válvula) y la radiación solar (disturbio) como se indica en la ecuación (1.1) [10]:

$$pH = \underbrace{\frac{TF1_{1}}{K_{1}}}_{TF1} \cdot \underbrace{\frac{TF1_{2}}{K_{2}w_{n}^{2}}}_{TF1} \cdot e^{-t_{r}s}CO_{2} + \underbrace{\frac{K_{r}}{\tau_{r}s+1}}_{TF2} \cdot I_{sat}$$
(3.1)

Pruebas realizadas han determinado que al realizar la inyección de un pulso de CO_2 durante la noche ha generado una rápida disminución en el pH después de un ciclo completo $(t_r = 4 \text{ min})$. Luego, el pH del cultivo ha evolucionado tratando de llegar a un valor de equilibrio (pH del agua de mar, alcanzable sin inyección de CO_2). Esta evolución se rige por dos dinámicas principales relacionadas con la capacidad de transferencia de masa del sistema: la primera corresponde a una dinámica de segundo orden oscilatoria $TF1_2$ ($\omega_n = 1.5 \, rad/min \, y \, \xi = 0.085$) y la segunda a un comportamiento sobreamortiguado $TF1_1$, con una constante de tiempo $\tau = 22 \, min$, que depende del número de ciclos necesarios para perder todo el CO_2 inyectado en el desgasificador [10].

Algunos de los parámetros del modelo se obtuvieron mediante la simple observación de las respuestas temporales $(t_r, \omega_n y \tau)$ y los demás fueron calibrados utilizando identificación lineal mediante mínimos cuadrados con los datos de entrada-salida de la operación nocturna [10].

El segundo término dinámico TF2 define la influencia de la radiación solar en el pH. En TF2, la radiación global medida se satura (a Imax) y pasa a través de un filtro de primer orden de ganancia $k_r = 0.0014 \ W^{-1}m^2$ y constante de tiempo $\tau_r = 20 \ min$, estos valores se han obtenido a partir de identificación lineal mediante mínimos cuadrados de datos de entrada-salida de operación diurna [10].

De este modo se define los parámetros del modelo:

$$t_r = 4 \min$$

$$\tau = 22min$$

$$\omega_n = 1,5 \ rad/min$$

$$\xi = 0,085$$

$$k_r = 0,0014 \ W^{-1}m^2$$

$$\tau_r = 20 \ min$$

Por lo tanto la ecuación (3.1) resulta:

$$pH = \frac{2,25K_1K_2}{22s^3 + 6,61s^2 + 49,755s + 2,25} \cdot e^{-4s}CO_2 + \frac{0,0014}{20s + 1} \cdot I_{sat}$$
(3.2)

El proceso en el fotobiorreactor descrito anteriormente es no lineal, no obstante se escoge la referencia de pH para modelarlo con un comportamiento lineal, en esta instancia se considera cuando la nutrición de las microalgas es máxima en el rango óptimo de pH cuyos valores están entre 6,8 y 8,4 (ver figura 3.2).

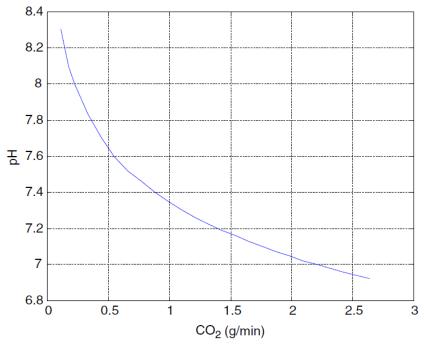


Figura 3.2. Efecto del nivel de pH debido a la inyección de CO₂. Fuente: Berenguel, Rodríguez y Acién, (2004), [10].

La figura 3.2 representa la relación que existe entre el nivel de pH y la inyección de CO_2 , la cual se usa para calcular la ganancia estática del proceso K_1K_2 (ecuación 3.2).

A partir de la figura 3.2 se realizó mediante una simple observación la aproximación polinómica de 3, 5 y 7 puntos, siendo la aproximación más adecuada de 7 puntos (ver figura 3.3). Los valores de CO₂ se han utilizado con dos decimales por lo que se ha logrado mejores resultados para la aproximación (ver figura 3.3).

Los valores de pH y CO₂ obtenidos están representados en la tabla 3.1:

Tabla 3.1. Valores de pH vs CO₂.

Y	рН	8,1	7,9	7,7	7,5	7,3	7,1	6,9
X	CO ₂ (g/min)	0,12	0,26	0,47	0,69	1,11	1,81	2,70

Fuente: Elaboración propia.

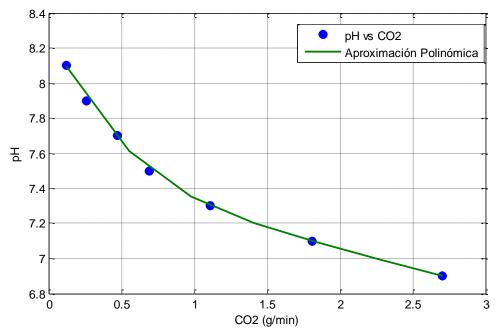


Figura 3.3. Aproximación a una función polinómica de la relación de pH vs CO₂. Fuente: Elaboración propia.

Entonces la ecuación de aproximación a una función polinómica corresponde a:

$$y = 0.0407x^4 - 0.341x^3 + 1.069x^2 - 1.7154x + 8.2885$$
 (3.3)

Se halla la derivada de la ecuación (3.3), pues la pendiente en el punto de linealización se encuentra establecida por la ganancia estática k_1k_2 del proceso (ecuación 3.2).

$$y' = 0.1628x^3 - 1.023x^2 + 2.138x - 1.7154$$
 (3.4)

De este modo se elige la linealización para un valor de y = 7,5 en la ecuación (3.3) donde se obtiene una coordenada x = 0,69 que se reemplaza en la ecuación (3.4). Por consiguiente se calcula la ganancia estática: $K_1K_2 = -0,6737$.

La prolongada exposición a la iluminación afecta al proceso del fotobiorreactor tubular, de modo que se le puede definir a la radiación solar como un disturbio para llevar a cabo el control de pH mediante la inyección de CO₂.

En experimentos reales diurnos se ha registrado un valor máximo de incidencia lumínica igual a $I_{sat} = 0,2218 \text{ W. m}^{-2}$ que se ha incluido en el proceso [10]. En definitiva el proceso del fotobiorreactor tubular queda representado por la ecuación (3.5):

$$pH = \frac{1,5158}{22s^3 + 6,61s^2 + 49,755s + 2,25} \cdot e^{-4s}CO_2 + \frac{0,00031052}{20s + 1}$$
(3.5)

Se representa mediante la herramienta Simulink el diagrama del proceso a lazo abierto (ver figura 3.4); se realiza la simulación y se obtiene una respuesta como se indica en la figura 3.5.

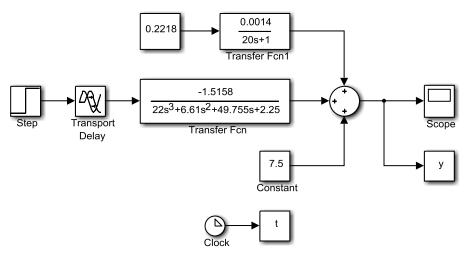


Figura 3.4. Diagrama del proceso a lazo abierto con la presencia del disturbio. Fuente: Elaboración propia.

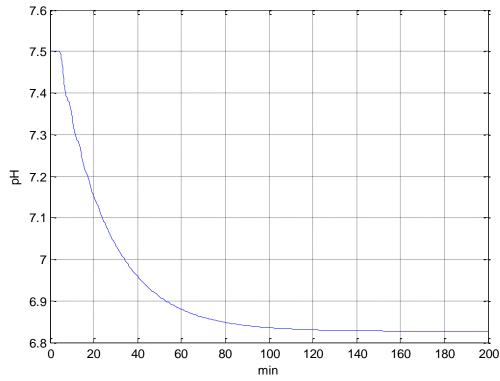


Figura 3.5. Respuesta del proceso a lazo abierto con la presencia del disturbio. Fuente: Elaboración propia.

El proceso responde adecuadamente y se establece a partir de los 150 minutos, siendo indiscutible tratar de reducir el tiempo de establecimiento mediante el control del proceso.

3.2. Modelo matemático en espacio de estados

Se representa el sistema por un conjunto de ecuaciones diferenciales de primer orden para relacionar la entrada con referencia a la salida. A partir del modelo matemático del fotobiorreactor tubular sin presencia del disturbio (ecuación 3.6) se realiza un artificio para obtener dos funciones de transferencia expresadas en las ecuaciones (3.7) y (3.8):

$$\frac{Y(s)}{U(s)} = \frac{pH(s)}{CO_2(s)} = \frac{-1,5158e^{-4s}}{22s^3 + 6,61s^2 + 49,755s + 2,25} = \frac{V(s)}{U(s)} \cdot \frac{Y(s)}{V(s)}$$
(3.6)

Donde:

$$\frac{V(s)}{U(s)} = \frac{-1,5158}{22s^3 + 6,61s^2 + 49,755s + 2,25}$$
(3.7)

$$\frac{Y(s)}{V(s)} = e^{-4s} \tag{3.8}$$

Posteriormente, se divide tanto al numerador como al denominador entre 22 a la ecuación (3.7), que resulta:

$$\frac{V(s)}{U(s)} = \frac{-0,0689}{s^3 + 0,3s^2 + 2,2616s + 0,1023}$$
(3.9)

Se desarrolla la ecuación (3.9) y se obtiene la ecuación diferencial (3.10):

$$v'''(t) + 0.3v''(t) + 2.2616v'(t) + 0.1023v(t) = -0.0689u(t)$$
 (3.10)

$$v'''(t) = -0.3v''(t) - 2.2616v'(t) - 0.1023v(t) - 0.0689u(t)$$
(3.11)

El proceso es de tercer orden, por ende es imprescindible tres variables de estado. Se eligen las variables de estado definidas en las ecuaciones (3.12), (3.13) y (3.14), puesto que no se cuenta con las ecuaciones diferenciales que determinan el proceso:

$$x_1(t) = v(t) \tag{3.12}$$

$$x_2(t) = v'(t) = \dot{x_1}(t) \tag{3.13}$$

$$x_3(t) = v''(t) = \dot{x_2}(t) \tag{3.14}$$

Se da forma del campo de variable de estado:

$$\dot{x}(t) = Ax(t) + Bu(t) \tag{3.15}$$

$$v(t) = Cx(t) + Du(t) \tag{3.16}$$

En efecto, la ecuación (3.17) corresponde al modelo en variables de estado para la ecuación (3.6):

$$\begin{bmatrix} \dot{x_1}(t) \\ \dot{x_2}(t) \\ \dot{x_3}(t) \end{bmatrix} = \begin{bmatrix} 0 & 1 & 0 \\ 0 & 0 & 1 \\ -0.1023 & -2.2616 & -0.3 \end{bmatrix} \begin{bmatrix} x_1(t) \\ x_2(t) \\ x_3(t) \end{bmatrix} + \begin{bmatrix} 0 \\ 0 \\ -0.0689 \end{bmatrix} u(t)$$
(3.17)

$$v(t) = \begin{bmatrix} 1 & 0 & 0 \end{bmatrix} \begin{bmatrix} x_1(t) \\ x_2(t) \\ x_3(t) \end{bmatrix}$$
 (3.18)

Y de la función de transferencia (ecuación 3.8) se tiene que:

$$y(t) = v(t - 4) (3.19)$$

Por lo tanto la representación en variables de estado del proceso del fotobiorreactor queda representada por las ecuaciones (3.17) y (3.20):

$$\begin{bmatrix} \dot{x}_{1}(t) \\ \dot{x}_{2}(t) \\ \dot{x}_{3}(t) \end{bmatrix} = \begin{bmatrix} 0 & 1 & 0 \\ 0 & 0 & 1 \\ -0,1023 & -2,2616 & -0.3 \end{bmatrix} \begin{bmatrix} x_{1}(t) \\ x_{2}(t) \\ x_{3}(t) \end{bmatrix} + \begin{bmatrix} 0 \\ 0 \\ -0,0689 \end{bmatrix} u(t)$$

$$y(t) = \begin{bmatrix} 1 & 0 & 0 \end{bmatrix} \begin{bmatrix} x_{1}(t-4) \\ x_{2}(t-4) \\ x_{3}(t-4) \end{bmatrix}$$
(3.20)

La salida real del sistema depende de valores pasados debido a la presencia del retardo y de las variables de estado elegidas.

De las ecuaciones (3.17) y (3.20) se obtiene:

• Matriz de estado:

$$A = \begin{bmatrix} 0 & 1 & 0 \\ 0 & 0 & 1 \\ -0,1023 & -2,2616 & -0,3 \end{bmatrix}$$

Matriz de entrada:

$$B = \begin{bmatrix} 0\\0\\-0.0689 \end{bmatrix}$$

Matriz de salida:

$$C = [1 \ 0 \ 0]$$

• Matriz de transmisión directa:

$$D = [0]$$

El diagrama del proceso del fotobiorreactor en variables de estado representado en Simulink se aprecia en la figura 3.6.

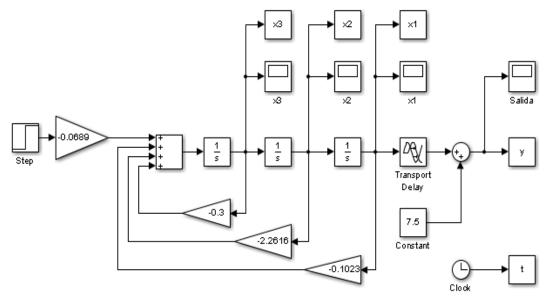


Figura 3.6. Modelo en variables de estado del sistema a lazo abierto. Fuente: Elaboración propia.

Se realiza las simulaciones de cada variable de estado x_1 , x_2 y x_3 , basado en el modelo del sistema a lazo cerrado en Simulink, las respuestas obtenidas se visualizan en la figura 3.7, figura 3.8 y figura 3.9 respectivamente. Mientras que la figura 3.10 corresponde a la variable de salida y, que está representada por x_1 con un retardo de 4 minutos.

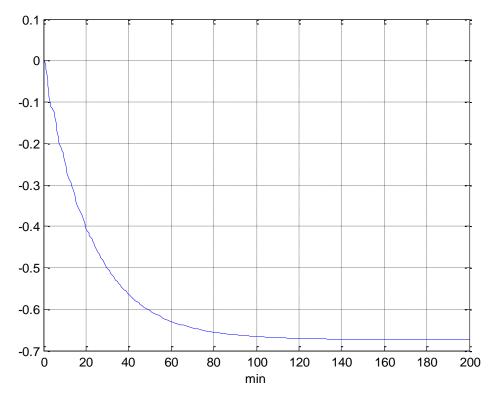


Figura 3.7. Gráfica de la variable de estado x_1 en el tiempo. Fuente: Elaboración propia.

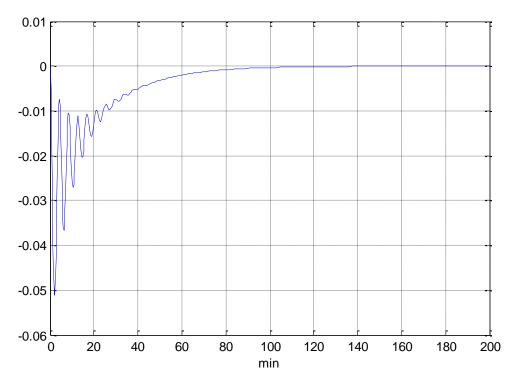


Figura 3.8. Gráfica de la variable de estado x_2 en el tiempo. Fuente: Elaboración propia.

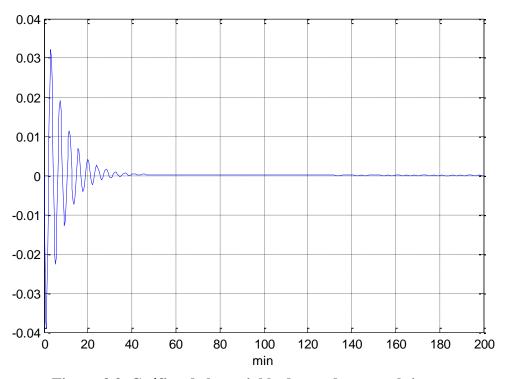


Figura 3.9. Gráfica de la variable de estado x_3 en el tiempo. Fuente: Elaboración propia.

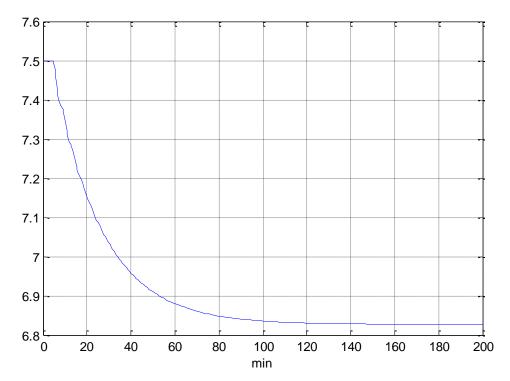


Figura 3.10. Gráfica de $y(t) = x_1(t-4)$ en el tiempo. Fuente: Elaboración propia.

Capítulo 4 Control PID de un fotobiorreactor

4.1. Sintonización Ziegler Nichols a lazo cerrado

La implementación del controlador P, PI y PID al proceso del fotobiorreactor busca obtener una respuesta estable con error mínimo basado en condiciones apropiadas con respecto al *overshoot* y el tiempo de establecimiento.

El estudio del proceso despreciando al disturbio se ha considerado factible para analizar la magnitud de la influencia del disturbio en el control de pH. En este caso la función de transferencia sin disturbio se detalla con la ecuación (4.1), que ha sido obtenida en el capítulo 3 (ver ecuación 3.6):

$$\frac{pH(s)}{CO_2(s)} = \frac{-1,5158e^{-4s}}{22s^3 + 6,61s^2 + 49,755s + 2,25} \tag{4.1}$$

En cuanto al valor crítico del proporcional (k_{cr}) en el que ocurren las oscilaciones permanentes del sistema, se ha estimado trabajar con ganancia positiva (ecuación 4.2), pero en la simulación se utiliza el valor negativo de k_{cr} para el modelo real del fotobiorreactor.

$$\frac{pH(s)}{CO_2(s)} = \frac{1,5158e^{-4s}}{22s^3 + 6,61s^2 + 49,755s + 2,25}$$
(4.2)

Con las ecuaciones (4.3) y (4.4) se determinan el valor crítico proporcional y el periodo del sistema que genera las oscilaciones permanentes:

$$k_{cr} = \frac{1}{mg} \tag{4.3}$$

$$T_{cr} = \frac{2\pi}{w_{cr}} \tag{4.4}$$

El diagrama de Nyquist, figura 4.1, arroja el margen de ganancia (mg) y la frecuencia angular crítica (w_{cr}) , siendo los valores de mg = 0.11338 y $w_{cr} = 1.5268 \, rad/min$, en consecuencia al reemplazar en las ecuaciones (4.3) y (4.4) se tiene $k_{cr} = 8.8198$ y $T_{cr} = 4.115 \, min$. Además se puede apreciar que el gráfico no envuelve al punto -1, por ende el sistema es estable. Por otra parte el margen de fase es infinito pues el diagrama no alcanza

un módulo igual a 1, lo que garantiza la estabilidad. La figura 4.2 muestra la simulación cuando el proceso es sometido a un controlador proporcional crítico originando las oscilaciones permanentes que conlleva a la inestabilidad del sistema.

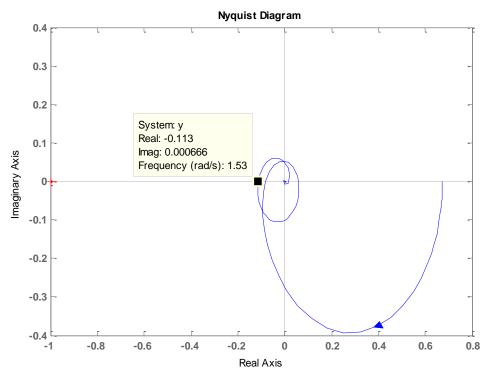


Figura 4.1. Diagrama de Nyquist del proceso del fotobiorreactor con ganancia positiva.

Fuente: Elaboración propia.

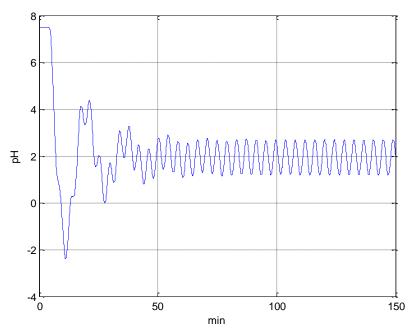


Figura 4.2. Proceso de un fotobiorreactor con controlador proporcional crítico. Fuente: Elaboración propia.

Para tratar de dar valores a las ganancias de los controladores: K_p , K_i y K_d se ha utilizado el método de sintonización de Ziegler Nichols a lazo cerrado. Donde $K_i = K_p/T_i$ y $K_d = K_p \times T_d$.

Tabla 4.1. Parámetros de sintonización de ZN a lazo cerrado.

	K_p	T_i	T_d
P	$0.5k_{cr}$	-	-
PI	$0,4k_{cr}$	0,8T _{cr}	-
PID	$0.6k_{cr}$	0,5T _{cr}	$0,125T_{cr}$

Fuente: Ipanaqué (2012), [23].

De la tabla 4.1 se sustituye los valores de k_{cr} y T_{cr} para el cálculo de los controladores P, PI y PD, se recuerda que los parámetros son negativos debido a la ganancia negativa del proceso. Los valores numéricos se presentan en la tabla 4.2:

Tabla 4.2. Valores de los controladores P, PI y PID.

	K_p	K_i	K_d		
P	-4,41	-	-		
PI	-3,53	-1,07	-		
PID	-5,29	-2,57	-2.72		

Fuente: Elaboración propia.

Para la implementación de los controladores se considera un valor de referencia de 6,5 que está dentro del rango óptimo de pH, además se emplea para el proceso de un fotobiorreactor sin y con disturbio.

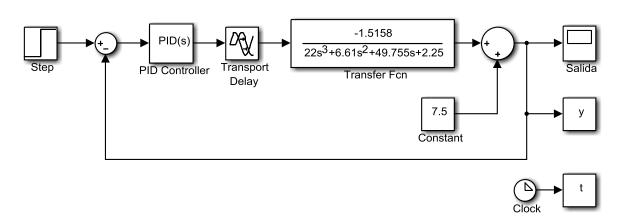


Figura 4.3. Implementación P, PI y PID del proceso sin disturbio. Fuente: Elaboración propia.

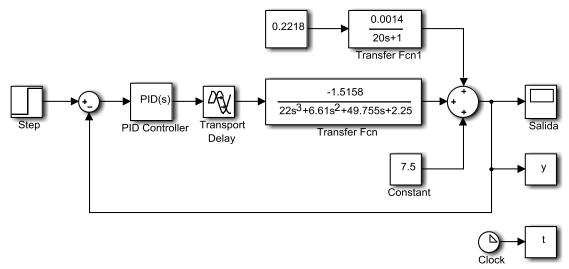


Figura 4.4. Implementación P, PI y PID del proceso con disturbio. Fuente: Elaboración propia.

4.2. Controlador P

El controlador de acción proporcional amplifica con ganancia graduable. Con la estructura de sintonización de ZN a lazo cerrado se ha obtenido un controlador proporcional C(s) = -4,41, según los cálculos realizados (ver tabla 4.2).

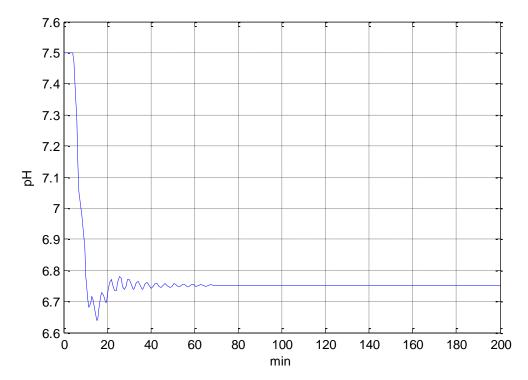


Figura 4.5. Respuesta del proceso sin disturbio para un controlador P. Fuente: Elaboración propia.

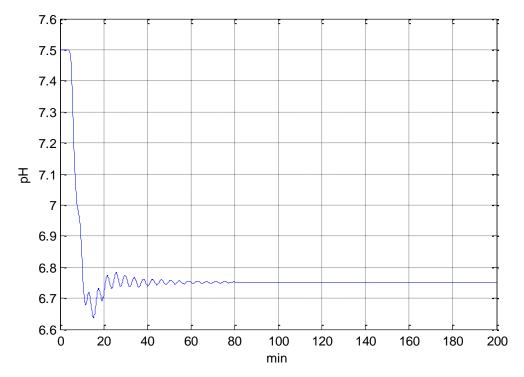


Figura 4.6. Respuesta del proceso con disturbio para un controlador P. Fuente: Elaboración propia.

La respuesta al C(s) del proceso sin disturbio oscila y converge por encima del punto de referencia ($set\ point$) y se establece con un valor de pH igual a 6,75 después de 70 minutos (ver figura 4.5), mientras que con disturbio logra establecerse a 6,75 de pH a partir de los 78 minutos aproximadamente (ver figura 4.6), por ende se concluye que el controlador proporcional resulta válido para ambos casos (con o sin disturbio), pero la sobreoscilación producida es brusca, lo cual puede originar problemas futuros durante el proceso.

4.3. Controlador PI

El control proporcional integral disminuye el tiempo de subida, el impulso lo incrementa al igual que el tiempo de estabilización.

Al aplicar la sintonización se obtuvo el controlador C(s) = -3.53 - 1.07/s, pero al realizar la simulación el sistema se vuelve inestable, por este motivo se estimó un nuevo valor del integrador $K_i = -0.35$ en el que se estabiliza el sistema y consigue llegar a la referencia.

Al emplear el controlador PI en el proceso que incluye o no al disturbio, el sistema produce una pequeña sobreoscilación y el tiempo de establecimiento logra reducirse con un tiempo menor de 80 minutos. Además logra alcanzar el valor deseado, es decir, 6,5 de *set point*. La respuesta del controlador PI se muestra en las figuras 4.7 y 4.8:

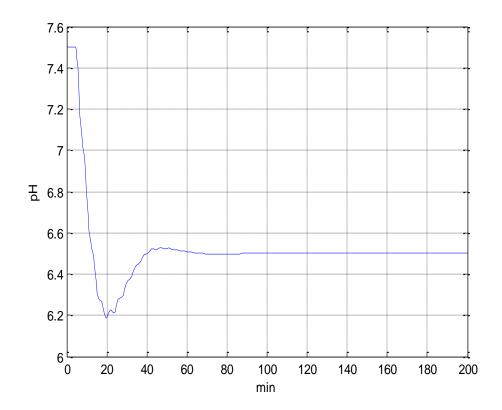


Figura 4.7. Respuesta del proceso sin disturbio para un controlador PI. Fuente: Elaboración propia.

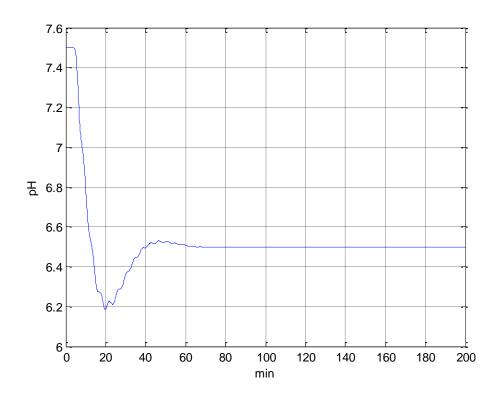


Figura 4.8. Respuesta del proceso con disturbio para un controlador PI. Fuente: Elaboración propia.

4.4. Controlador PID

Este controlador reúne las tres funciones: proporcional, integral y derivativo. La acción de control derivativa es más rápida, no obstante las señales de ruido se amplifican. El controlador PID hallado mediante el método de ajuste de Ziegler Nichols corresponde a: C(s) = -5,29 - 2,57/s - 2,72s, sin embargo el uso de este controlador convierte el sistema inestable.

Posterior a varias pruebas se acuerda trabajar con $K_p = -3.53$, $K_i = -0.35$ y $K_d = -2.72$. El comportamiento del sistema garantiza el *set point* requerido, además la amortiguación es suave y el periodo de establecimiento es relativamente rápido, es así que la implementación del controlador PID se considera recomendable (ver figura 4.9 y 4.10).

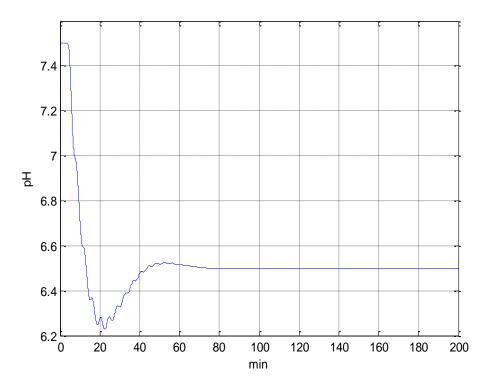


Figura 4.9. Respuesta del proceso sin disturbio para un controlador PID. Fuente: Elaboración propia.

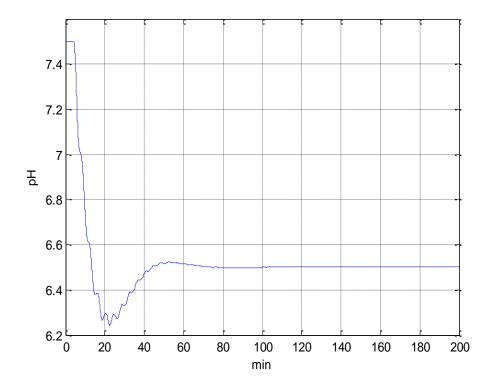


Figura 4.10. Respuesta del proceso con disturbio para un controlador PID. Fuente: Elaboración propia.

Capítulo 5 Control en espacio de estados de un fotobiorreactor

5.1. Controlabilidad

La definición de controlabilidad aplica cuando un sistema es controlable si cualquier estado inicial puede modificar arbitrariamente a otro estado final en un tiempo finito destinando una entrada.

Para hallar la matriz de controlabilidad (Co) se reemplaza en la ecuación (5.1) las matrices de estado (A) y de entrada (B) del sistema calculadas en el capítulo 3:

$$Co = \begin{bmatrix} B & AB & A^2B \end{bmatrix}$$

$$Co = \begin{bmatrix} 0 & 0 & -0,0689 \\ 0 & -0,0689 & 0,0207 \\ -0,0689 & 0,0207 & 0,1496 \end{bmatrix}$$
(5.1)

El rango de la matriz de controlabilidad es 3, por tanto el sistema es totalmente controlable debido a que dicho rango equivale al número de variable de estado x_1 , x_2 y x_3 .

5.1.1. Diseño del controlador

Se implementa un regulador proporcional en variables de estado. Con la finalidad de mantener la estabilidad del sistema a lazo cerrado mediante la asignación de polos se eligen los polos con parte real negativa (ecuación 5.2):

$$\alpha(s) = (s+0.5)(s+0.7)(s+0.9) = s^3 + 2.1s^2 + 1.43s + 0.315$$
 (5.2)

5.1.1.1. Método Ackerman

$$K = [0 \dots 1] Co^{-1} \alpha(A)$$
 (5.3)

$$K = [k_1 \quad k_2 \quad k_3] \tag{5.4}$$

Se halla la matriz inversa de controlabilidad (Co^{-1}):

$$Co^{-1} = \begin{bmatrix} -32,8233 & -4,3605 & -14,5138 \\ -4,3605 & -14,5138 & 0 \\ -14.5138 & 0 & 0 \end{bmatrix}$$

Se utiliza el polinomio característico de la ecuación (5.2) para determinar $\alpha(A)$:

$$\alpha(A) = (A + 0.5I)(A + 0.7I)(A + 0.9I) = \begin{bmatrix} 0.2127 & -0.8316 & 1.8 \\ -0.1841 & -3.8582 & -1.3716 \\ 0.1403 & 2.9179 & -3.4467 \end{bmatrix}$$

Al sustituir las matrices Co^{-1} y $\alpha(A)$ en la ecuación (5.3) se obtiene el controlador:

$$K = \begin{bmatrix} 0 & 0 & 1 \end{bmatrix} \begin{bmatrix} -32,8233 & -4,3605 & -14,5138 \\ -4,3605 & -14,5138 & 0 \\ -14,5138 & 0 & 0 \end{bmatrix} \begin{bmatrix} 0,2127 & -0,8316 & 1,8 \\ -0,1841 & -3,8582 & -1,3716 \\ 0,1403 & 2,9179 & -3,4467 \end{bmatrix}$$

$$K = \begin{bmatrix} -3,0871 & 12,0697 & -26,1248 \end{bmatrix}$$

5.1.1.2. Método de autovalores

A lazo cerrado se tiene que:

$$u(t) = -Kx(t) \tag{5.5}$$

De la ecuación (3.15) y (5.5) se tiene:

$$\dot{x}(t) = (A - BK)x(t) \tag{5.6}$$

Se define $A_{LC} = (A - Bk)$ como la nueva matriz dinámica del proceso a lazo cerrado. Se hallan los autovalores de la matriz con la ecuación (5.7):

$$\det(sI - A_{LC}) = \alpha(s) \tag{5.7}$$

Se utiliza el polinomio característico (ecuación 5.2) en la ecuación (5.7):

$$\det(sI - (A - Bk)) = \alpha(s) = s^3 + 2,1s^2 + 1,43s + 0,315$$

$$\det\begin{pmatrix} \begin{bmatrix} s & 0 & 0 \\ 0 & s & 0 \\ 0 & 0 & s \end{bmatrix} - \begin{bmatrix} 0 & 1 & 0 \\ 0 & 0 & 1 \\ -0,1023 & -2,2616 & -0,3 \end{bmatrix} + \begin{bmatrix} 0 \\ 0 \\ -0,0689 \end{bmatrix} \begin{bmatrix} k_1 & k_2 & k_3 \end{bmatrix} = \alpha(s)$$

$$s^3 + (0,3 - 0,0689k_3)s^2 + (2,2616 - 0,0689k_2)s + (0,1023 - 0,0689k_1) = \alpha(s)$$

$$0,3 - 0,0689k_3 = 2,1 \qquad \rightarrow k_3 = -26,1248$$

$$2,2616 - 0,0689k_2 = 1,43 \rightarrow k_2 = 12,0697$$

$$0,1023 - 0,0689k_1 = 0,315 \rightarrow k_1 = -3,0871$$

Se concluye que el controlador es el mismo al hallado por el método Ackerman:

$$K = \begin{bmatrix} -3.0871 & 12.0697 & -26.1248 \end{bmatrix}$$

Entonces, se sustituye las matrices A y B, y el controlador K en la ecuación (5.7), dónde se tiene:

$$\begin{bmatrix} \dot{x}_{1}(t) \\ \dot{x}_{2}(t) \\ \dot{x}_{3}(t) \end{bmatrix} = \begin{bmatrix} 0 & 1 & 0 \\ 0 & 0 & 1 \\ -0.315 & -1.43 & -2.1 \end{bmatrix} \begin{bmatrix} x_{1}(t) \\ x_{2}(t) \\ x_{3}(t) \end{bmatrix}$$

$$y(t) = \begin{bmatrix} 1 & 0 & 0 \end{bmatrix} \begin{bmatrix} x_{1}(t-4) \\ x_{2}(t-4) \\ x_{3}(t-4) \end{bmatrix}$$
(5.8)

Por lo que la nueva matriz dinámica corresponde a:

$$A_{LC} = A - Bk = \begin{bmatrix} 0 & 1 & 0 \\ 0 & 0 & 1 \\ -0.15 & -1.43 & -2.1 \end{bmatrix}$$

El modelo en variables de estado del sistema a lazo cerrado con referencia igual a cero representado en Simulink (ver figura 5.1) debe considerar los valores iniciales de las variables de estado $(x_1, x_2 \ y \ x_3)$ para observar el efecto del controlador K. La simulación realizada parte de $x_1 = 1$, $x_2 = 2$ y $x_3 = 3$.

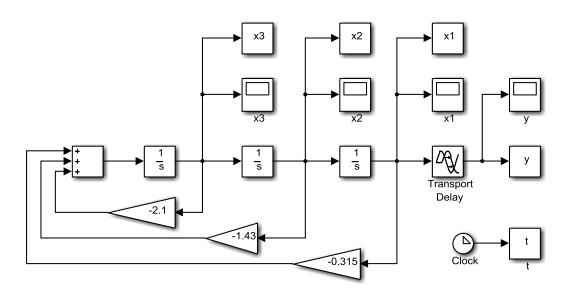


Figura 5.1. Modelo en variables de estado del sistema a lazo cerrado con referencia igual a cero.

Fuente: Elaboración propia.

Se registra en las figuras 5.2, 5.3 y 5.4 que el controlador está actuando de manera precisa, puesto que las variables de estado y la salida llegan a la referencia indicada (cero), por lo que se concluye que el control es aceptable.

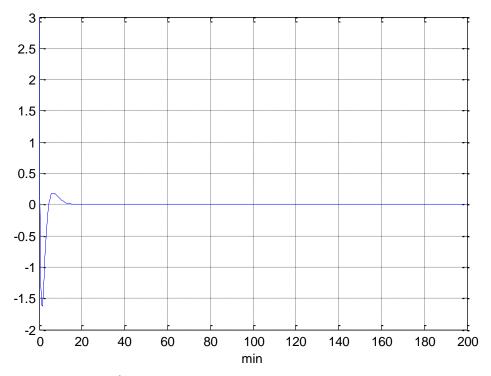


Figura 5.2. Gráfica de la variable de estado x_3 con referencia cero. Fuente: Elaboración propia.

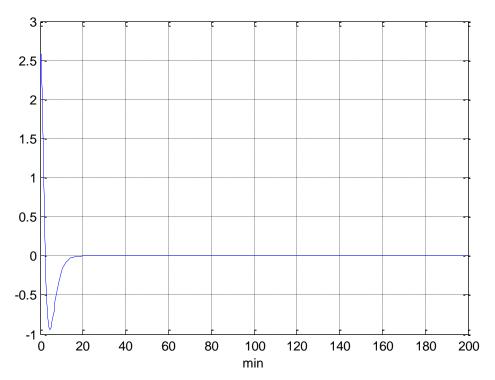


Figura 5.3. Gráfica de la variable de estado x_2 con referencia cero. Fuente: Elaboración propia.

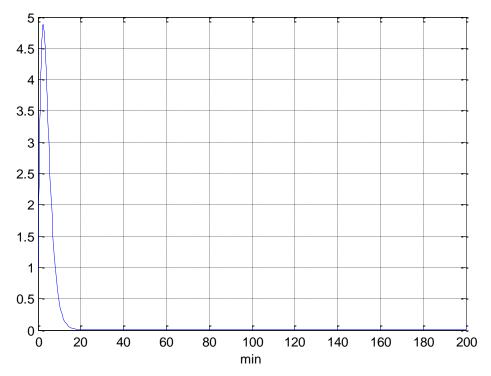


Figura 5.4. Gráfica de la variable de estado x_1 con referencia cero. Fuente: Elaboración propia.

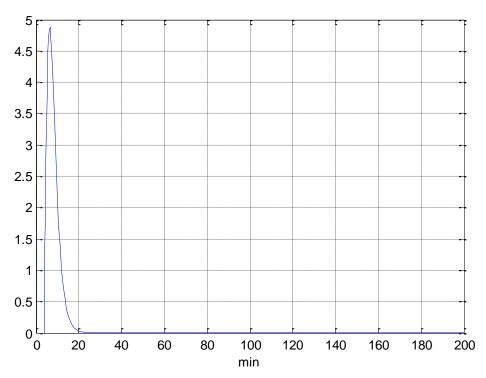


Figura 5.5. Gráfica en el tiempo de la salida (y) con referencia cero, y con presencia del retardo.

Fuente: Elaboración propia.

5.2. Observabilidad

Es un criterio para determinar con anticipación si el comportamiento interno del sistema puede detectarse a partir del conocimiento de la salida. A la vez, un sistema es completamente observable si todos los estados lo son.

Se escoge el polinomio característico mediante la asignación de polos. Los polos definidos poseen parte real negativa para que el sistema permanezca estable. Además para que los polos del controlador actúen con rapidez y dominen la estabilidad del sistema, se establece que los polos del observador deben ser 10 veces mayor que los polos del controlador (ecuación 5.9):

$$\alpha_1(s) = (s+5)(s+7)(s+9) = s^3 + 21s^2 + 143s + 315$$
 (5.9)

Se utiliza la ecuación (5.10) para determinar la matriz de observabilidad, dónde C y A corresponden a las matrices de estado y de salida:

$$O = \begin{bmatrix} C \\ CA \\ CA^2 \end{bmatrix} \tag{5.10}$$

$$O = \begin{bmatrix} 1 & 0 & 0 \\ 0 & 1 & 0 \\ 0 & 0 & 1 \end{bmatrix}$$

Se concluye que el rango de la matriz O es 3, por lo tanto el sistema es totalmente observable.

5.2.1. Diseño del estimador

El estimador está descrito por la ecuación (5.11):

$$L = \begin{bmatrix} l_1 \\ l_2 \\ l_3 \end{bmatrix} \tag{5.11}$$

Se hallan los polos del estimador:

$$\det(sI - (A - LC)) = \alpha_1(s) \tag{5.12}$$

Se desarrolla la ecuación (5.12) utilizando las matrices A y C, y las ecuaciones (5.10) y (5.11):

$$\det \begin{pmatrix} \begin{bmatrix} s & 0 & 0 \\ 0 & s & 0 \\ 0 & 0 & s \end{bmatrix} - \begin{bmatrix} 0 & 1 & 0 \\ 0 & 0 & 1 \\ -0,1023 & -2,2616 & -0,3 \end{bmatrix} + \begin{bmatrix} l_1 \\ l_2 \\ l_3 \end{bmatrix} \begin{bmatrix} 1 & 0 & 0 \end{bmatrix} = \alpha_1(s)$$

$$s^3 + (0.3 + l_1)s^2 + (2.2616 + 0.3l_1 + l_2)s + (2.2616l_1 + 0.3l_2 + l_3 + 0.1023) = \alpha_1(s)$$

Se hallan los valores del estimador:

$$\begin{array}{c} 0.3 + l_1 = 21 \\ 2.2616 + 0.3l_1 + l_2 = 143 \\ 2.2616l_1 + 0.3l_2 + l_3 + 0.1023 = 315 \end{array} \qquad \begin{array}{c} \rightarrow l_1 = 20.7 \\ \rightarrow l_2 = 134,5284 \\ \rightarrow l_3 = 227,7241 \end{array}$$

El estimador resulta ser:

$$L = \begin{bmatrix} 20,7\\134,5284\\227,7241 \end{bmatrix}$$

Finalmente, se tiene el sistema con las variables estimadas:

$$\hat{\hat{x}}(t) = \begin{bmatrix} 0 & 1 & 0 \\ 0 & 0 & 1 \\ -0,1023 & -2,2616 & -0,3 \end{bmatrix} \hat{x}(t) + \begin{bmatrix} 0 \\ 0 \\ -0,0686 \end{bmatrix} u(t) + \begin{bmatrix} 20,7 \\ 134,5284 \\ 227,7241 \end{bmatrix} [v(t) - \hat{y}(t)]$$

$$\hat{y}(t) = \begin{bmatrix} 1 & 0 & 0 \end{bmatrix} \begin{bmatrix} \hat{x}_1(t) \\ \hat{x}_2(t) \\ \hat{x}_3(t) \end{bmatrix}$$

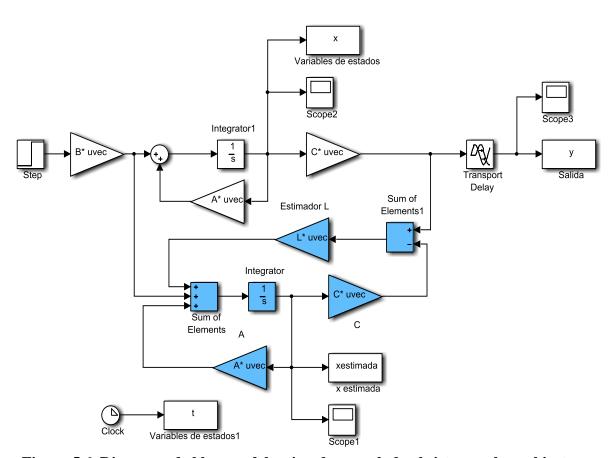


Figura 5.6. Diagrama de bloques del estimador acoplado al sistema a lazo abierto. Fuente: Elaboración propia.

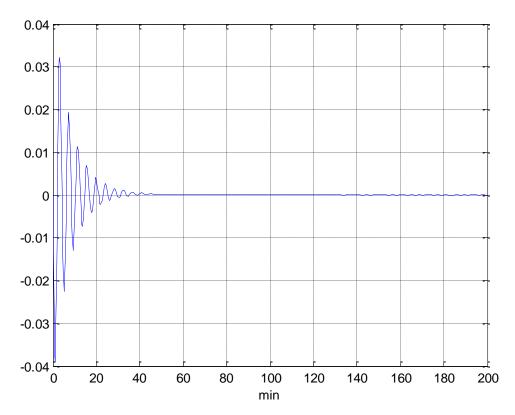


Figura 5.7. Gráfica de la variable de estado x_3 estimada. Fuente: Elaboración propia.

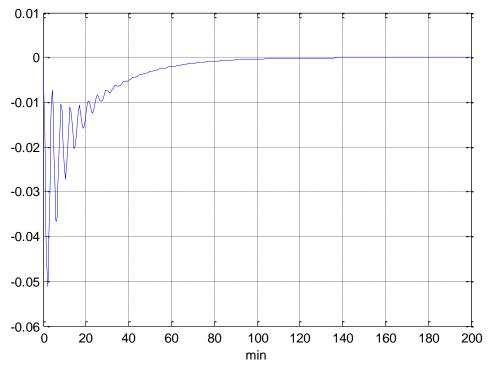


Figura 5.8. Gráfica de la variable de estado x_2 estimada. Fuente: Elaboración propia.

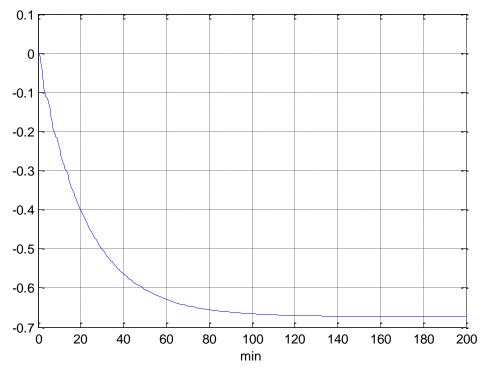


Figura 5.9. Gráfica de la variable de estado x_1 estimada. Fuente: Elaboración propia.

En las figuras 5.7, 5.8 y 5.9 los valores estimados de x_3 , x_2 y x_1 son iguales a las variables de estado x_3 , x_2 y x_1 a lazo abierto representados en las figuras 3.6, 3.7 y 3.8, por lo cual se afirma que el observador da como error del estimador igual a cero.

5.3. Control a lazo cerrado

Se implementa un regulador al sistema con variables estimadas:

$$\hat{\hat{x}} = A\hat{x} + B(-K\hat{x}) + L(v - C\hat{x}) \tag{5.13}$$

$$\hat{x} = (A - BK - LC)\hat{x} + Lv \tag{5.14}$$

En la ecuación (5.14) se reemplaza las matrices A, B, C, K y L descritas en los apartados anteriores, donde la matriz (A - BK - LC) es:

$$\begin{bmatrix} -20.7 & 1 & 0 \\ -134.5384 & 0 & 1 \\ -228.0381 & -1.43 & -2.1 \end{bmatrix}$$

Por lo tanto el sistema en variables estimadas resulta:

$$\hat{x}_1 = -20.7\hat{x}_1 + \hat{x}_2 + 20.7v$$

$$\hat{x}_2 = -134.5384\hat{x}_1 + \hat{x}_3 + 134.5384v$$

$$\hat{x}_3 = -228.0391\hat{x}_1 - 1.43\hat{x}_2 - 2.1\hat{x}_3 + 227.7241v$$

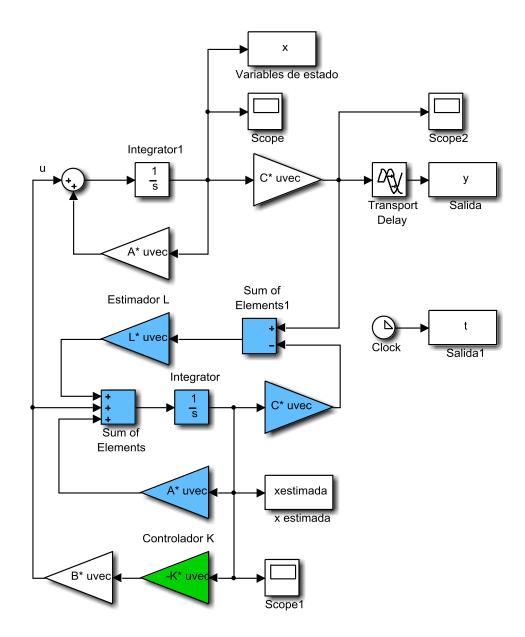


Figura 5.10. Diagrama de bloques del estimador acoplado al sistema a lazo cerrado. Fuente: Elaboración propia.

En las figuras 5.11, 5.12 y 5.13 se observa que las variables estimadas de x_3 , x_2 y x_1 a lazo cerrado son iguales a las variables de estado x_1 , x_2 y x_3 a lazo cerrado, que corresponden a las figuras 5.3, 5.4 y 5.5, por lo que se concluye que el diseño del observador y el controlador a lazo cerrado funcionan apropiadamente.

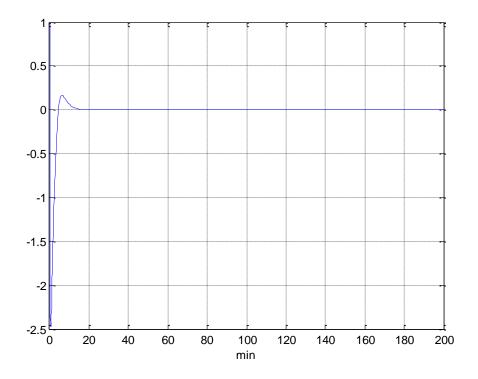


Figura 5.11. Gráfica de la variable de estado x_3 estimada con referencia cero. Fuente: Elaboración propia.

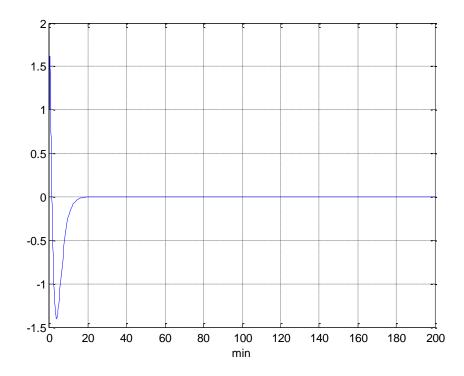


Figura 5.12. Gráfica de la variable de estado x_3 estimada con referencia cero. Fuente: Elaboración propia.

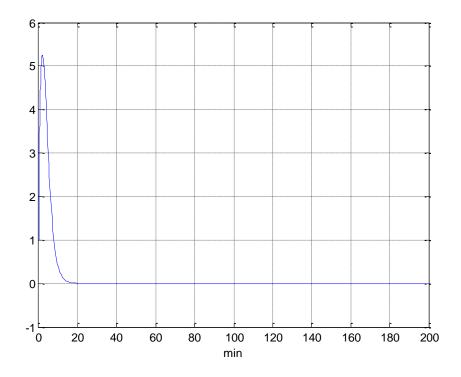


Figura 5.13. Gráfica de la variable de estado x_1 estimada con referencia cero. Fuente: Elaboración propia.

Capítulo 6 Controlador GPC de un fotobiorreactor

Modelo matemático del fotobiorreactor en el plano S sin la influencia del disturbio, ecuación (4.1):

$$T(s) = \frac{-1,5158e^{-4s}}{22s^3 + 6,61s^2 + 49,755s + 2,25}$$

Modelo matemático del fotobiorreactor en discreto:

$$\frac{y(t)}{u(t)} = \frac{-0,009546z^2 - 0,03139z - 0,008181}{z^3 - 1,09z^2 + 0,903z - 0,7405} \cdot z^{-4}$$
(6.1)

$$\frac{y(t)}{u(t)} = \frac{-0,009546z^{-1} - 0,03139z^{-2} - 0,008181z^{-3}}{1 - 1,09z^{-1} + 0,903z^{-2} - 0,7405z^{-3}} \cdot z^{-4}$$
(6.2)

$$y(t) = \frac{-0.009546 - 0.03139z^{-1} - 0.008181z^{-2}}{1 - 1.09z^{-1} + 0.903z^{-2} - 0.7405z^{-3}} \cdot z^{-4} \cdot u(t - 1)$$
(6.3)

El modelo en el plano discreto (ecuación 6.2), representado por el diagrama de bloques en la figura 6.1, tiene igual comportamiento a una misma entrada cuando se tiene el proceso en el plano S (ver figura 6.2):

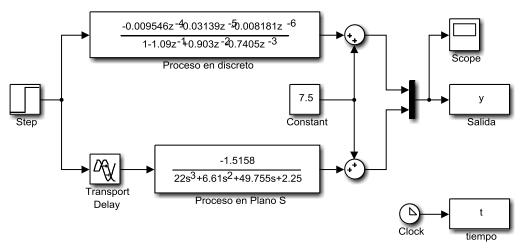


Figura 6.1. Diagrama de bloques de la respuesta en el plano s y plano z del proceso de un fotobiorreactor.

Fuente: Elaboración propia.

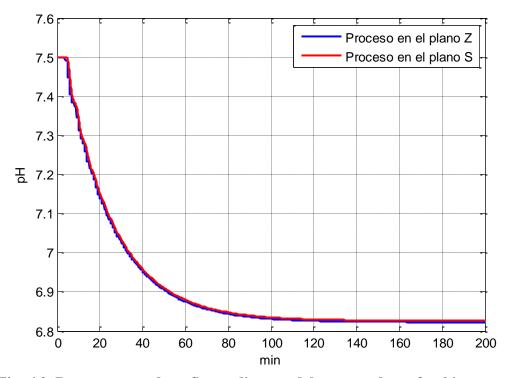


Fig. 6.2. Respuesta en plano S y en discreto del proceso de un fotobiorreactor. Fuente: Elaboración propia.

Se evalúa como es que influye el ruido en el proceso:

$$y(t) = \frac{B(z^{-1})}{A(z^{-1})} \cdot (z^{-d}) \cdot u(t-1) + \frac{C(z^{-1})}{\Delta A(z^{-1})} \cdot e(t)$$
 (6.4)

Se obtiene $A(z^{-1})$, $B(z^{-1})$ y d, de la ecuación (6.3) con referencia a la ecuación (6.4):

$$A(z^{-1}) = 1 - 1,09z^{-1} + 0,903z^{-2} - 0,7405z^{-3}$$
(6.5)

$$B(z^{-1}) = -0.009546 - 0.03139z^{-1} - 0.008181z^{-3}$$
(6.6)

$$\mathcal{C}(z^{-1}) = 1 \tag{6.7}$$

$$\Delta = 1 - z^{-1} \tag{6.8}$$

$$d = 4 \tag{6.9}$$

6.1. Diseño del controlador GPC

Para el diseño del controlador se considera tres grados de libertad: lambda (λ) , horizonte de control (Nu) y horizonte de predicción (H_p) . Para determinar el controlador GPC se deben utilizar las ecuaciones 6.10, 6.11, 6.12, 6.13, 6.14 y 6.15:

$$y = Gu + F(z^{-1})y(t) + G'(z^{-1})\Delta u(t-1)$$
(6.10)

$$y = \begin{bmatrix} \hat{y}(t+d+1|t) \\ \hat{y}(t+d+2|t) \\ \dots \\ \hat{y}(t+d+N|t) \end{bmatrix}$$
(6.11)

$$u = \begin{bmatrix} \Delta u(t) \\ \Delta u(t+1) \\ \dots \\ \Delta u(t+N-1) \end{bmatrix}$$
(6.12)

$$G = \begin{bmatrix} g_0 & 0 & \cdots & 0 \\ g_1 & g_0 & \cdots & 0 \\ \vdots & \vdots & \ddots & \vdots \\ g_{N-1} & g_{N-2} & \cdots & g_0 \end{bmatrix}$$
(6.13)

$$G'(z^{-1}) = \begin{bmatrix} G'_{d+1}(z^{-1}) \\ G'_{d+2}(z^{-1}) \\ \dots \\ G'_{d+N}(z^{-1}) \end{bmatrix}$$
(6.14)

$$F(z^{-1}) = \begin{bmatrix} F_{d+1}(z^{-1}) \\ F_{d+2}(z^{-1}) \\ \dots \\ F_{d+N}(z^{-1}) \end{bmatrix}$$
(6.15)

Se desarrolla las predicciones correspondientes y se escoge $\lambda = 15$, $H_p = 4$ y Nu = 4.

$$y(t) = 2,09y(t-1) - 1,993y(t-2) + 1,6435y(t-3) - 0,7405y(t-4) - 0,009546\Delta u(t-5) - 0,03139\Delta u(t-6) - 0,008181\Delta u(t-7)$$

$$\hat{y}(t+1|t) = 2,09y(t) - 1,993y(t-1) + 1,6435y(t-2) - 0,7405y(t-3) - 0,009546\Delta u(t-4) - 0,03139\Delta u(t-5) - 0,008181\Delta u(t-6)$$

$$\hat{y}(t+2|t) = 2,3751y(t) - 2,5219y(t-1) + 2,6944y(t-2) - 1,5476y(t-3) - 0,009546\Delta u(t-3) - 0,05134\Delta u(t-4) - 0,07379\Delta u(t-5) - 0,017\Delta u(t-6)$$

$$\hat{y}(t+3|t) = 2,4421y(t) - 2,0392y(t-1) + 2,3559y(t-2) - 1,7588y(t-3) - 0,009546\Delta u(t-2) - 0,05134\Delta u(t-3) - 0,0965\Delta u(t-4) - 0,0916\Delta u(t-5) - 0,0194\Delta u(t-6)$$

$$\hat{y}(t+4|t) = 3,0648y(t) - 2,5112y(t-1) + 2,2548y(t-2) - 1,8084y(t-3) - 0,009546\Delta u(t-1) - 0,05134\Delta u(t-2) - 0,0965\Delta u(t-3)$$

Las predicciones se realizan a partir de $\hat{y}(t+5|t)$ debido al retardo de 4.

$$\hat{y}(t+5|t) = 3,8942y(t) - 3,8533y(t-1) + 3,2286y(t-2) - 2,2695y(t-3) - 0,009546\Delta u(t) - 0,05134\Delta u(t-1) - 0,0965\Delta u(t-2) - 0,1149\Delta u(t-3) - 0,125\Delta u(t-4) - 0,1162\Delta u(t-5) - 0,025\Delta u(t-6)$$

 $-0.1149\Delta u(t-4) - 0.0961\Delta u(t-5) - 0.01998\Delta u(t-6)$

$$\hat{y}(t+6|t) = 4,2856y(t) - 4,5325y(t-1) + 4,1306y(t-2) - 2,8837y(t-3) - 0,009546\Delta u(t+1) - 0,05134\Delta u(t) - 0,0965\Delta u(t-1) - 0,1149\Delta u(t-2) - 0,125\Delta u(t-3) - 0,1534\Delta u(t-4) - 0,1472\Delta u(t-5) - 0,0319\Delta u(t-6)$$

$$\hat{y}(t+7|t) = 4,4244y(t) - 4,4106y(t-1) + 4,1597y(t-2) - 3,1735y(t-3) \\ - 0,009546\Delta u(t+2) - 0,05134\Delta u(t+1) - 0,0965\Delta u(t) - 0,1149\Delta u(t-1) \\ - 0,125\Delta u(t-2) - 0,1534\Delta u(t-3) - 0,1881\Delta u(t-4) - 0,1664\Delta u(t-5) \\ - 0,0351\Delta u(t-6)$$

$$\hat{y}(t+8|t) = 4,8364y(t) - 4,6581y(t-1) + 4,098y(t-2) - 3,2763y(t-3) - 0,009546\Delta u(t+3) - 0,05134\Delta u(t+2) - 0,0965\Delta u(t+1) - 0,1149\Delta u(t) - 0,125\Delta u(t-1) - 0,1534\Delta u(t-2) - 0,1881\Delta u(t-3) - 0,2086\Delta u(t-4) - 0,1739\Delta u(t-5) - 0,0362\Delta u(t-6)$$

Se determinan los elementos de las matrices de $F(z^{-1})$, $G'(z^{-1})$ y G:

Para j = 5 se tiene:

$$\begin{split} g_0 &= -0.009546 \\ F_5(z^{-1}) &= 3.8942 - 3.8533z^{-1} + 3.2286z^{-2} - 2.2695z^{-3} \\ G'_5(z^{-1}) &= -0.05134 - 0.0965z^{-1} - 0.1149z^{-2} - 0.125z^{-3} - 0.1162z^{-4} - 0.025z^{-5} \end{split}$$

Para j = 6 se tiene:

$$\begin{array}{ll} g_0 = -0,009546 & g_1 = -0,05134 \\ F_6(z^{-1}) = 4,2856 - 4,5325z^{-1} + 4,1306z^{-2} - 2,8837z^{-3} \\ G'_6(z^{-1}) = -0,0965 - 0,1149z^{-1} - 0,125z^{-2} - 0,1534z^{-3} - 0,1472z^{-4} - 0,0319z^{-5} \end{array}$$

Para j = 7 se tiene:

$$\begin{split} g_0 &= -0.009546 \quad g_1 = -0.05134 \quad g_2 = -0.0965 \\ F_7(z^{-1}) &= 4.4244 - 4.4106z^{-1} + 4.1597z^{-2} - 3.17357z^{-3} \\ G'_7(z^{-1}) &= -0.1149 - 0.125z^{-1} - 0.1534z^{-2} - 0.1881z^{-3} - 0.1664z^{-4} - 0.0351z^{-5} \end{split}$$

Para j = 8 se tiene:

$$\begin{array}{lll} g_0 = -0,009546 & g_1 = -0,05134 & g_2 = -0,0965 & g_3 = -0,1149 \\ F_8(z^{-1}) = 4,836 - 4,6581z^{-1} + 4,098z^{-2} - 3,2763z^{-3} \\ G'_8(z^{-1}) = -0,125 - 0,1534z^{-1} - 0,1881z^{-2} - 0,2086z^{-3} - 0,1739z^{-4} - 0,0362z^{-5} \end{array}$$

Se tiene como referencia las ecuaciones 6.13, 6.14 y 6.15. Por lo tanto las matrices $F(z^{-1})$, $G'(z^{-1})$ y G son:

$$G = \begin{bmatrix} -0,009546 & 0 & 0 & 0 \\ -0,05134 & -0,009546 & 0 & 0 \\ -0,0965 & -0,05118 & -0,009546 & 0 \\ -0,1149 & -0,0965 & -0,05134 & -0,009546 \end{bmatrix}$$

$$G' = \begin{bmatrix} -0.05134 - 0.0965z^{-1} - 0.1149z^{-2} - 0.125z^{-3} - 0.1162z^{-4} - 0.025z^{-5} \\ -0.0965 - 0.1149z^{-1} - 0.125z^{-2} - 0.1534z^{-3} - 0.1472z^{-4} - 0.0319z^{-5} \\ -0.1149 - 0.125z^{-1} - 0.1534z^{-2} - 0.1881z^{-3} - 0.1664z^{-4} - 0.0351z^{-5} \\ -0.125 - 0.1534z^{-1} - 0.1881z^{-2} - 0.2086z^{-3} - 0.1739z^{-4} - 0.0362z^{-5} \end{bmatrix}$$

$$F = \begin{bmatrix} 3,8942 - 3,8533z^{-1} + 3,2286z^{-2} - 2,2695z^{-3} \\ 4,2856 - 4,5325z^{-1} + 4,1306z^{-2} - 2,8837z^{-3} \\ 4,4244 - 4,4106z^{-1} + 4,1597z^{-2} - 3,1735z^{-3} \\ 4,836 - 4,6581z^{-1} + 4,098z^{-2} - 3,2763z^{-3} \end{bmatrix}$$

$$M = \begin{bmatrix} -0,0006 & -0,0034 & -0,0064 & -0,0076 \\ 0 & -0,0006 & -0,0034 & -0,0064 \\ 0 & 0 & -0,0006 & -0,0034 \\ 0 & 0 & 0 & -0,0006 \end{bmatrix}$$

$$[\alpha_1 \ \alpha_2 \ \alpha_3 \ \alpha_4] = [-0,0006 - 0,0034 - 0,0064 - 0,0076]$$

$$T1 = -0,0006z^{-3} - 0,0034z^{-2} - 0,0064z^{-1} - 0,0076$$

$$S = -0.0484z^{-3} + 0.0420z^{-2} - 0.0424z^{-1} + 0.0308$$

 $R1 = 0.0016z^{-2} + 0.0003 + 1$

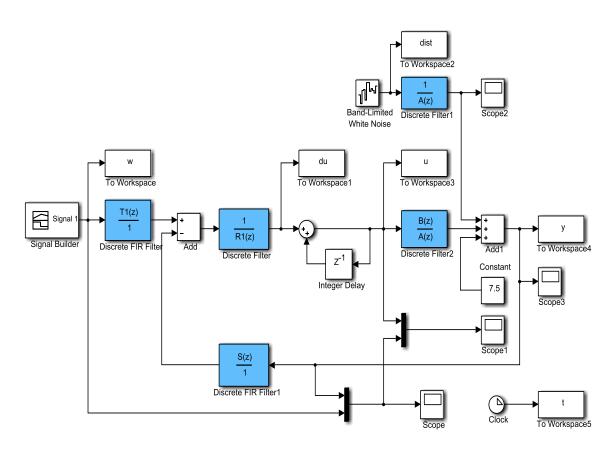


Figura 6.3. Controlador GPC de un proceso de un fotobiorreactor. Fuente: Elaboración propia.

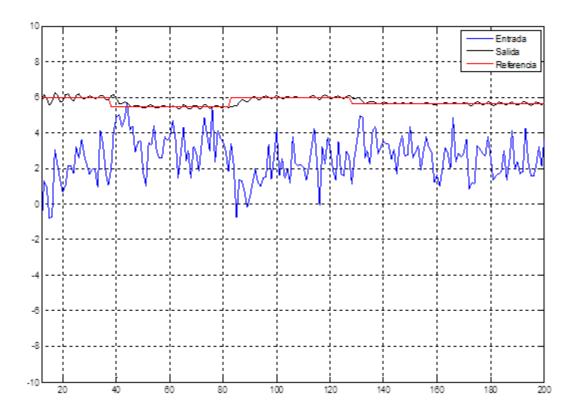


Figura 6.4. Señales de entrada, salida y referencia variable con $\lambda=15$ y j=2. Fuente: Elaboración propia.



Figura 6.5. Señales de entrada, salida y referencia variable con $\lambda=15$ y j=4. Fuente: Elaboración propia.

Cuando se trabaja con valores pequeños de horizonte de predicción existe presencia de más *overshoot* (figura 6.4), a diferencia que cuando se tiene un horizonte de predicción más grande (figura 6.5), ya que lo que se le pide al control (si el horizonte de predicción fuera pequeño) es que llegue a la referencia de manera rápida.

Cuando se trabaja con valores grandes de lambda mayores a uno, significa físicamente que se está dando mayor importancia a la energía inyectada para llevar a cabo el control, tratando de reducir el costo.

El valor de lambda posee un valor constante desde que se inicia el estado transitorio hasta que llega al estacionario, lo cual produce picos marcados en la señal de control (señal de color azul de la figura 6.4, 6.5 y 6.6). Para un menor costo se debería elegir un valor de lambda que varíe en función de "i", es decir $\lambda = \lambda(i)$.

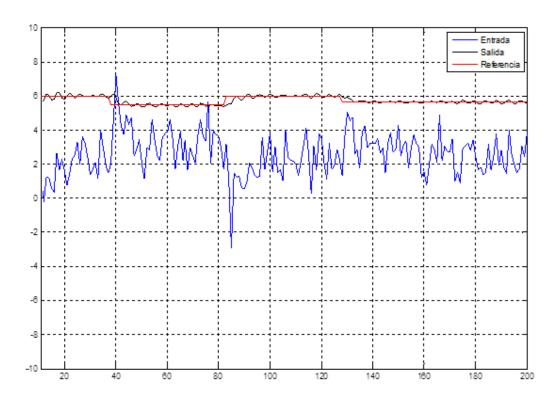


Figura 6.6. Señales de entrada, salida y referencia variable con $\lambda = 5$ y j = 4. Fuente: Elaboración propia.

Para simular el comportamiento de la salida frente a perturbaciones que cambian bruscamente, al diagrama de bloques utilizado para la realización del control GPC se le acopla una señal que produzca un cambio brusco en la perturbación que se encuentra a la salida. Es así que se puede apreciar que frente a perturbaciones bruscas, la entrada aumenta de valor, lo que físicamente significa que la perturbación empeora la optimización de la función de costo. El resultado se muestra en la figura 6.8.

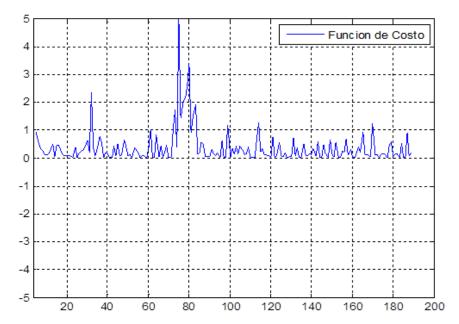


Fig. 6.7. Función de Costo para $\lambda = 15$ y j = 4. Fuente: Elaboración propia.

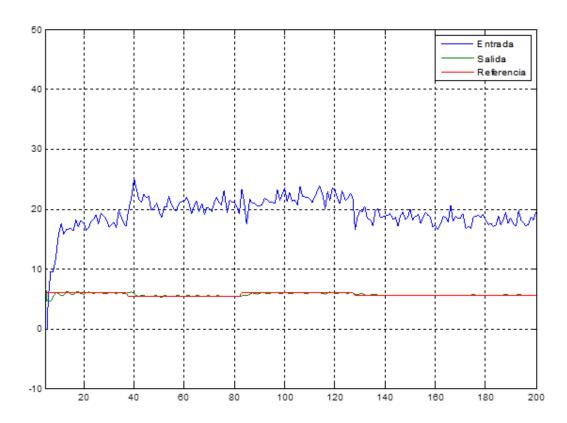


Figura 6.8. Comportamiento de la salida frente a un cambio brusco en el disturbio. Fuente: Elaboración propia.

Resultados

ARTÍCULO CIENTÍFICO

"SUPERVISIÓN Y MONITOREO DE UN BIORREACTOR PARA PRODUCIR ACEITE A PARTIR DE ALGAS MARINAS"

1. Resumen

El proyecto enfoca la parte de automatización para el monitoreo de un fotobiorreactor dirigido al cultivo de microalgas. Las aplicaciones de cultivo de microalgas son varias: como fuente de biocombustible y aplicaciones en el campo de la petroquímica, es innovador los nuevos usos de este tipo de biorreactor. La gran importancia y las nuevas oportunidades medioambientales y económicas generadas por esta diminuta especie en la extracción de aceite y nutrientes naturales, ha facilitado la producción de combustibles ecológicos, tales como el biodiesel que contrarrestan la contaminación ambiental, así como también la elaboración de alimentos que ayudan a cuidar la salud y belleza, y a luchar contra las enfermedades, tales como el cáncer, gastroenterólogas, entre otras. En este proyecto se ha desarrollado la parte de hardware y software basado en un sistema denominado OPTO 22 en una plataforma industrial permitiendo un control vía inalámbrico y/o desde un teléfono móvil de los principales parámetros del bioreactor; además se ha realizado la calibración y el acondicionamiento de los sensores de los parámetros de trabajo del cultivo, y finalmente se ha experimentado en el prototipo en tiempo real en una estación de fotobiorreactores que posee la Universidad de Piura, siendo este proyecto innovador a nivel nacional.

Palabras clave: Monitoreo, Sensores, Fotobiorreactores, Microalgas, OPTO 22, Biodiesel.

2. Abstract

The project focuses on the automation to monitor a targeted photobioreactor cultivation of microalgae. The microalgae culture applications are many: as a source of biofuel applications in the field of petrochemicals, is an innovative new uses for this type of bioreactor. The great importance and the environmental and economic opportunities generated by this tiny species in the extraction of oil and natural nutrients, has facilitated the production of green fuels such as biodiesel to counteract environmental pollution, as well as the preparation of food help protect the health and beauty, and fight against diseases such as cancer, gastroenterologists and others. This project has developed the hardware and software called OPTO 22 in an industrial platform allowing control via wireless and/or from a mobile phone the main parameters of the bioreactor, also has

performed the calibration, plus calibration was performed and conditioning sensors working parameters of the crop, and finally has experienced in the prototype in real time on a station that has photobioreactors University of Piura, and this innovative project nationwide.

Keywords: Monitoring, Sensors, Photobioreactors, Microalgae, OPTO 22, Biodiesel.

3. Introducción

El presente proyecto llevado a cabo en la Universidad de Piura se aplica al monitoreo automático del proceso de crianza de dos tipos de microalgas en un biorreactor [1], [2]: dunaliella tertiolecta [6], para la obtención de aceites utilizados para biodiesel y otras aplicaciones, y spirulina platensis, para la extracción de proteínas. Este proyecto busca determinar la factibilidad de la producción de biodiesel, dado que hoy en día se busca nuevas expectativas para el sustituto ideal del petróleo.

El trabajo consistió en montar una serie de sensores sobre dos tipos de fotobiorreactores (horizontales y verticales) con la finalidad de adquirir y almacenar datos de los parámetros principales de cultivo permitiendo evaluar el desarrollo del crecimiento cinético de las microalgas y así poder realizar posteriormente un profundo estudio. Por ejemplo la calidad del solvente influye en el crecimiento [3], [7].

El almacenamiento y adquisición de datos se llevó a cabo por medio de un PAC (Controlador Automático Programable) Opto22 y de una línea en tiempo real de sensores de temperatura, luminosidad y un medidor de pH. Además se realizó la medición de la densidad para poder estimar el crecimiento de la población de microalgas y poder comparar la tendencia de crecimiento con los parámetros principales medidos, lo cual permitió obtener una correlación entre los parámetros de trabajo del cultivo de las microalgas y la densidad de crecimiento de estos microorganismos.

Con ayuda de los fotobiorreactores y una instrumentación adecuada es posible investigar el rendimiento productivo dependiendo de las condiciones climatológicas existentes, ya sea en diferentes lugares y en las distintas estaciones del año. Es por eso que es necesario tener un monitoreo y control de los distintos parámetros dependientes del crecimiento y producción de biodiesel [4], [5], [8] como de proteínas.

4. Objetivos

Diseño de un sistema de monitoreo y supervisión automático de los principales parámetros de un bioreactor para crecimiento de microalgas. Generar nuevas posibilidades de desarrollo económico en nuestra región, a través de la creación de biocombustibles, química y alimentos proteicos.

Instalación de una válvula para inyectar CO₂ al fotobiorreactor y de este modo poder controlar y monitorear el nivel de pH para conseguir un crecimiento óptimo de la microalga.

Poder disponer de capacidades de monitoreo remoto implementando una comunicación inalámbrica al proceso bajo estudio.

5. Desarrollo del trabajo

El trabajo consistió en la instalación de los sensores sobre los fotobiorreactores con el propósito de adquirir y almacenar datos de los parámetros vitales del cultivo y proceder a un estudio del crecimiento microalgal.

El almacenamiento y adquisición de datos se llevó a cabo por medio de un PAC (Controlador Automático Programable) Opto22 el cual consta de una tarjeta multifuncional para 8 módulos SNAP (SNAP PAC-RCK8), en el slot principal se coloca el controlador (SNAP PAC-R1-W), en el slot cero y en el slot uno se coloca un módulo de entrada analógica de corriente, 2 canales, -20 mA a +20 mA (SNAP-AIMA 2 Canales), en el slot dos se colocó un módulo de entrada analógica de voltaje (SNAP-AITM de 2 Canales) y de una serie de sensores como:

<u>Sensores de temperatura</u>: Se utilizaron dos termocuplas, una tipo "J" la cual fue utilizada para medir la temperatura dentro del biorreactor y la otra termocupla fue del tipo "K" con la cual se midió la temperatura del ambiente para poder tener un punto de comparación de temperaturas, estas termocuplas fueron conectadas al módulo de entrada analógica (SNAP AITM, 2 canales, entrada de corriente).

<u>Sensor de luminosidad</u>: Es un sensor del tipo esférico (LI-COR Modelo LI-193S) que posee una salida en micro amperios, para el cual se utilizó un amplificador de corriente que proporcionaba una salida en miliamperios en un rango apropiado para el módulo de entrada analógica y para la correcta medida se tuvo que calibrar dicho sensor siguiendo el procedimiento descrito en el manual del sensor.

<u>Sensor de pH</u>: Es un medidor de pH de la marca HANNA instruments HI 8510E el cual posee un sensor de temperatura que ayuda a su calibración y a una mejor medida del pH, para su calibración se siguió el procedimiento más sencillo que es mediante los líquidos calibradores de (4.01 y 7.01) se midió la corriente respectiva.

Conexión de los sensores a los módulos del opto22:

- Canal cero del módulo SNAP-AIMA pHmetro.
- Canal cero del módulo SNAP-AIMA Sensor de Luminosidad.
- Canal cero de módulo SNAP-AITM Termocupla tipo J.
- Canal uno del módulo SNAP-AITM Termocupla tipo K.

Luego se procedió a la programación del opto22 para la lectura y almacenamiento de los datos obtenidos de los sensores, la programación se desarrolló en el software propio del opto22 (SOFTWARE SUITE) el cual se basa en diagramas de flujo, el opto22 tiene la capacidad de conexión ya sea por cable Ethernet o vía conexión inalámbrica la cual se puso operativa y se logró registrar datos a grandes distancias, siendo un resultado sumamente de utilidad ya que desde cualquier parte se puede dar seguimiento a los diferentes parámetros propios del biorreactor y así poder controlar cualquier cambio brusco en los parámetros medidos y poder realizar una actuación adecuada para poder mantener los parámetros óptimos para el crecimiento de las microalgas. Se añaden además características de comunicación remota al sistema

Opto22 cuenta con su propio sistema HMI el cual puede ser configurado de manera sencilla, tiene una serie de librerías en las cuales se pueden adquirir un gran número de representaciones para sistemas de diversas industrias, el HMI creado para el proyecto cuenta con dos sistemas separados el primero es el de los biorreactores horizontales y el segundo es el de los biorreactores verticales, en ambos, mediante sistemas, poseen interfaces que nos muestran gráficas de los diversos parámetros medidos ya sea en tiempo real o la variación total de los parámetros durante el funcionamiento del Opto22.

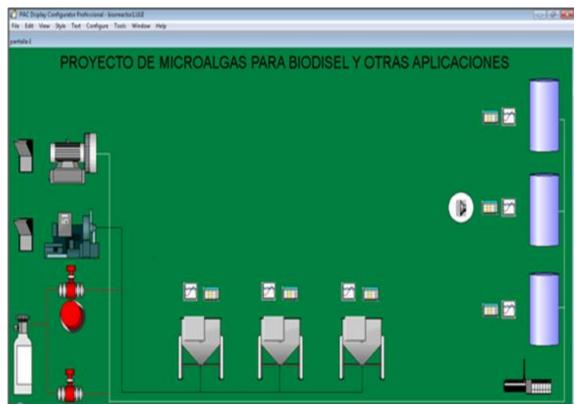


Fig. 1. Sistema HMI del proyecto. Fuente: Elaboración propia.

Además se realizó la medición de la densidad para poder determinar el crecimiento de la población de microalgas y comparar la tendencia de crecimiento con los parámetros principales medidos, para así tener una correlación entre los parámetros principales para el crecimiento de las microalgas los cuales son indispensables para un adecuado control de estos parámetros y la densidad poblacional de las microalgas.

Finalmente el proyecto cuenta con un Software Sistema SCADA Móvil. Siendo éste un sistema SCADA desarrollado que tiene la propiedad de poder proporcionar y recibir datos a través de un celular, flexibilizando su manejo. Este sistema ha sido desarrollado en Java *Micro Edition*, versión de Java orientada a los dispositivos móviles y lleva por nombre SCADA Móvil.

El software permite controlar el Sistema de almacenamiento de datos desde un celular con soporte java y presenta estas características:

• Es un software Cliente-Servidor, el servidor está instalado en la PC donde se almacena la data del Biorreactor proporcionada por el Opto22 y se inicia al momento de ejecutar el programa; y la parte del cliente va instalada en el celular.

- Utiliza una conexión TCP/IP comunicándose con el puerto 6060 y la dirección ip pública o privada del computador según sea el caso.
- El Software permite monitorear los datos que se van obteniendo en el biorreactor.
- Permite el monitoreo de las variables de Entrada del Sistema así como también el envío de un dato requerido para el control del pH (*setpoint* de flujo de CO₂).
- Es un Software de tamaño pequeño fácilmente exportable a cualquier dispositivo móvil que tenga soporte JAVA.



Fig. 2. Esquema del monitoreo de datos en el celular. Fuente: Elaboración propia.

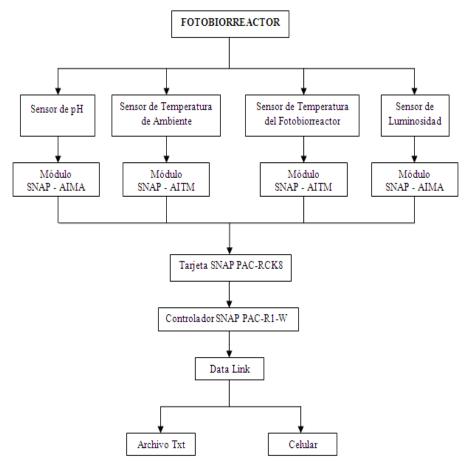


Fig. 3. Diagrama de flujo de adquisición de datos de los sensores. Fuente: Elaboración propia.

En la figura 3 se representa la secuencia que se sigue para la adquisición de los datos de los sensores. Después de la instalación de los sensores en el fotobiorreactor, cada uno de ellos envía señales analógicas hacia los módulos (SNAP AITM y AIMA) del Opto 22 que son dirigidos a la tarjeta SNAP PAC-RCK8 y por consiguiente al controlador SNAP PAC-R1-W. A través del software del Opto 22 (software suite) se recepciona todos los valores de la medición dependiendo del tiempo escogido.

6. Resultados

Como sabemos Piura posee un clima tropical y es indudable la existencia de una temperatura fija e ideal, pero lo resaltante es que se mantiene a una temperatura del ambiente alta, lo cual facilita la reproducción celular de las microalgas, sin embargo un problema que ocurre a menudo es que cabe la posibilidad que aumente la nubosidad, por lo que se atenúa la disponibilidad de luz, y por ende impide la constante medición de la luz a través del sensor de luminosidad. También se tiene en cuenta el constante burbujeo que permite la agitación del interior del fotobiorreactor vertical para una mayor homogeneidad y las microalgas puedan realizar adecuadamente la fotosíntesis.

La temperatura del ambiente varía constantemente, aproximadamente desde los 30°C hasta alrededor de los 41°C en la época de verano, debido a la influencia de los factores climáticos de la región Piura, y se tiene como resultado que la temperatura del fotobiorreactor de la microalga dunaliella tertiolecta empieza con una temperatura de 31°C y asciende paulatinamente hasta los 37°C llegando a un estado casi estacionario por un

periodo corto, mientras que para la microalga spirulina platensis el fotobiorreactor trabaja en un rango de 22 - 33°C. Siendo estas temperaturas apropiadas para los cultivos de ambas microalgas.

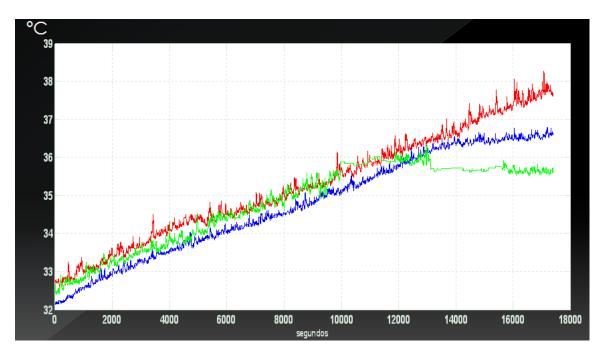


Fig. 4. Gráfica de temperatura del fotobiorreactor vertical durante tres días de medición. Fuente: Elaboración propia.

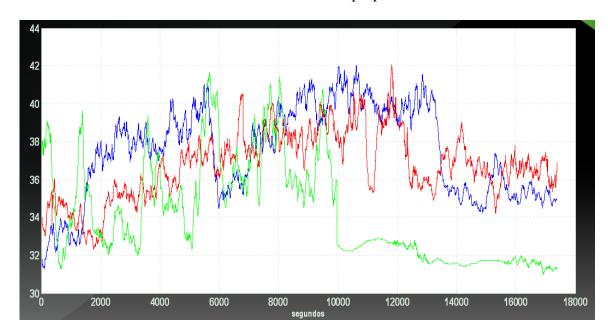


Fig. 5. Gráfica de temperatura ambiental (°C) del fotobiorreactor vertical durante tres días de medición. . Fuente: Elaboración propia.

El tiempo de cultivo de la microalga dunaliella presenta un periodo de 6 a 7 días, llegando a las cuatro de las cinco fases de crecimiento cinético para la obtención del aceite natural.

La leyenda (según el color): Azul (primer día de cultivo), Rojo (segundo día de cultivo) y Verde (tercer día de cultivo), corresponden a las figuras 4, 5 y 7, siendo los valores registrados por cada segundo transcurrido.

En la figura 5 se muestra la variación de la temperatura del ambiente durante los tres primeros días del cultivo de dunaliella, siendo un factor influyente en la temperatura del fotobiorreactor. Aun así la temperatura del fotobiorreactor (figura 4), se muestra aceptable según el rango antes mencionado, y se muestra que no varía rotundamente al pasar de los días.

En la jornada de cultivo de la dunaliella tertiolecta cuando toma un color verde muy fuerte, se intuye que el crecimiento cinético de la dunaliella ha aumentado significativamente, lo cual manifiesta que la población celular es apropiada y beneficiosa, según los estudios realizados y teniendo en cuenta la medición de la densidad para constatar la relación de ésta con los parámetros de medición.



Fig. 6. Monitoreo automático de los fotobiorreactores. Fuente: Elaboración propia.

La medición de pH, puede llegar a ser una evaluación cuantitativa de la cantidad de biomasa en el cultivo, ya que es una referencia clave para el desarrollo de su crecimiento, es por eso que se ha logrado mantener un rango óptimo de pH para un desarrollo cinético rápido y selecto, pero también se ha visto modificado por los siguientes factores: la capacidad buffer del medio utilizado, la temperatura que afecta los gases disueltos en el biorreactor, la actividad metabólica de la microalga y la cantidad de CO₂ disuelto, es por eso que es esencial la instalación y automatización de la válvula de control de ingreso de CO₂ en el fotobiorreactor.

En la figura 7, la gráfica de color azul (primer día de cultivo) corresponde un nivel de pH con varias perturbaciones debido a que la microalga empieza a adaptarse a las nuevas condiciones del medio.

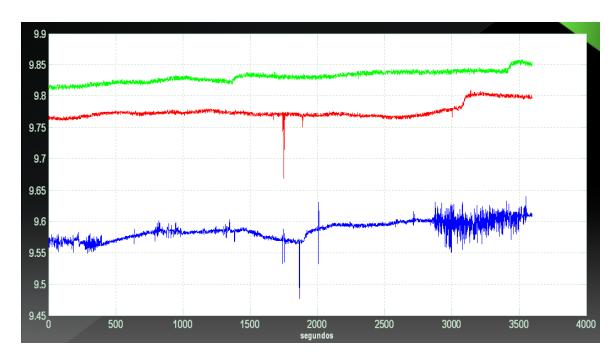


Fig. 7. Gráfica de pH del Fotobiorreactor vertical durante tres días de medición. . Fuente: Elaboración propia.

La siguiente gráfica (figura 8) representa la medición de la densidad de la microalga dunaliella tertiolecta en su periodo de crecimiento cinético antes de la fase de muerte.

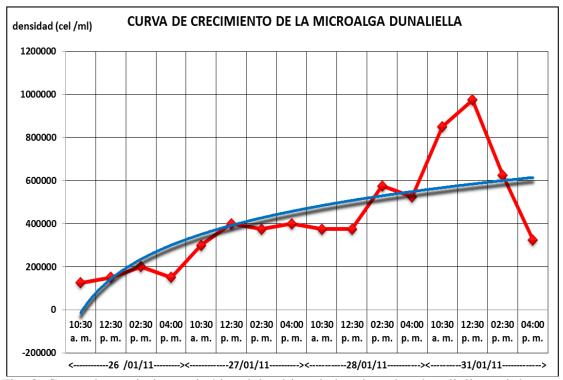


Fig. 8. Curva de crecimiento cinético del cultivo de la microalga dunaliella tertiolecta. . Fuente: Elaboración propia.

En la figura 8 se ha graficado la densidad (cel/ml) de los tres primeros días y del último día de cultivo, representando el crecimiento poblacional de la microalga dunaliella tertiolecta, teniendo como referencia cuatro mediciones por día (10:30am, 12:30pm, 2:30pm

y 4:00pm) logrando así la curva del patrón de crecimiento algal, es decir, de las cuatro fases importantes de la microalga.

Otro punto importante es la seguridad, ya que existe la posibilidad de que inoportunos sucesos influyan en el cultivo, uno de ellos, puede ser que el compresor se apague y debido a esto se suspenda la agitación en el fotobiorreactor, implicando cambios bruscos en el pH. Otro inconveniente es la descalibración del sensor de pH, lo cual empieza a registrar valores muy altos, y es necesario el retiro del sensor de pH para calibrarlo y poder tener una medida exacta. Otro aspecto que se considera es el metabolismo de la microalga y de los nutrientes y sales que presenta el fotobiorreactor, que pueden afectar los niveles de pH. Es por eso que se considera un rango apropiado de pH (8-10) de la dunaliella tertiolecta para indicar un favorable crecimiento cinético, de lo contrario, a valores extremadamente altos resultan ser tóxicos para las células en cultivo. Si el OPTO 22 registra valores por encima o por debajo del rango, indicará un sistema de alarma para proceder a solucionar el problema y poder mantener el nivel de pH adecuado.

De igual forma se procede con el parámetro de temperatura del fotobiorreactor, esencialmente el rango es de 18 – 32°C, pero puede aceptar temperaturas mucho más altas, si en caso alcance los valores muy altos o iguales a la temperatura de ambiente (40°C a más), aunque es casi imposible, el OPTO 22 activará una alarma de aviso. Y para el parámetro de luminosidad se considera un sistema de alarma que indique la excesiva exposición luminosa, para evitar el fenómeno de fotolisis.

También se tiene que tener en cuenta las siguiente norma de seguridad: al ingresar e instalar los sensores dentro del fotobiorreactor, éstos se deben limpiar con agua destilada y desinfectarlos con alcohol, al igual que la persona que los va a manipular, puesto que se debe tener cuidado de que no ingrese alguna bacteria del ambiente y no pueda deteriorar el cultivo de microalgas.

7. Conclusiones

El tema de las energías renovables en la actualidad es de gran interés mundial, pues la producción de biodiesel a través de las microalgas genera un mayor rendimiento comparada con otras especies naturales, y a la vez contribuye con reducir la contaminación ambiental, sobre todo con el calentamiento global.

El uso del Opto 22 es fundamental en este proyecto, ya que sus principales características permiten un continuo control y monitoreo para las distintas aplicaciones en la industria. Su amplio uso ha permitido el registro de data de los parámetros de trabajo del cultivo, siendo éstos: temperatura, pH y luminosidad, logrando relacionarlos con el crecimiento cinético de las microalgas.

8. Recomendaciones

Se debe tener especial cuidado al manipular los sensores de medición, pues tanto los cables como el mismo sensor son sensibles al movimiento brusco y a las caídas, y se pueden romper o descalibrar, y posteriormente dar una lectura errónea. Además su valor es muy costoso.

Antes de ingresar los sensores en el interior del fotobiorreactor, éstos deben ser debidamente enjuagados y desinfectados, al igual que la persona que los manipula, para prevenir y evitar el ingreso de otros microorganismos (bacterias) que puedan contaminar el cultivo de las microalgas.

9. Referencias Bibliográficas

Referencia a Libros:

- [1] Camacho Rubio F, Acién Fernández FG, García Camacho F, Sánchez Pérez JA, Molina Grima E. "Prediction of dissolved oxygen and carbon dioxide concentration profiles in tubular photo bioreactors for microalgal culture.", Biotechnol Bioeng 1999; 62: 71–86.
- [2] Molina Grima E, Acién Fernandez FG, García Camacho F, Camacho Rubio F, Chisti Y., "Scale-up of tubular photobioreactors.", J Appl Phycol 2000; 12: 355–68.
- [3] M. C. Díaz, M. Bustos, A. J. Espinosa, "*Prueba de toxicidad acuática: fundamentos y métodos*". 1ra ed. 2004. Editorial: Universidad Nacional de Colombia. ISBN: 958-701-385-9.
- [4] Biotechnology Advances 25 (2007) 294–306, "Biodiesel from microalgae, Institute of Technology and Engineering, Massey University.", Private Bag 11 222, Palmerston North, New Zealand Available online 13 February 2007.
- [5] Sánchez Mirón A, García Camacho F, Contreras Gómez A, Molina Grima E, Chisti Y. "Bubble column and airlift photobioreactors for algal culture," AIChE J 2000; 46: 1872–87.

Referencia a Publicaciones:

- [6] Amaury Massart, Élise Aubry et Anne-Lise Hantson. "Étude de stratégies de culture de Dunaliella tertiolecta combinant haute densité cellulaire et accumulation de lipides en vue de produire du biodiesel". [Online]: http://popups.ulg.ac.be/Base/document.php?id=6237
- [7] Laura Torrentera Blanco, Albert G.J. Tacon. "La producción de Alimento vivo y su importancia en Acuacultura". Documento preparado para el proyecto gcp/rla/075/ita apoyo a las actividades regionales de acuicultura para América Latina y el Caribe. Programa Cooperativo Gubernamental FAO Italia. [Online]: http://www.fao.org/docrep/field/003/AB473S/AB473S00.htm
- [8] Biodiesel de Algas. Proceso de producción de biodiesel utilizando algas. Disponible: http://www.oilgae.com/algae/oil/yield/yield.html.

Conclusiones

- El uso del sistema Opto 22 ha permitido plantear un diseño de control y monitoreo
 continuo para fotobiorreactores de cultivo de microalgas. Su amplio uso ha facilitado
 el registro de data de los parámetros de trabajo del cultivo, siendo éstos: temperatura,
 pH y luminosidad, y con ello se ha logrado correlacionar con el crecimiento cinético
 de las microalgas.
- La mayoría de procesos reales tienen un comportamiento no lineal, pero en algunos casos éstos poseen un rango definido que permite aproximarlos a un modelo lineal como es el caso del fotobiorreactor en estudio. La no linealidad del proceso del fotobiorreactor no es muy fuerte en el rango de operación, donde las microalgas poseen un desarrollo óptimo (pH de 6.5 a 9), obteniendo un modelo lineal que relaciona el pH con el CO₂ y la radiación solar.
- Para el sistema a lazo abierto se concluye que el diseño del estimador fue el adecuado, pues se observa que las variables estimadas \(\hat{x}_1\), \(\hat{x}_2\) y \(\hat{x}_3\) resultan ser las mismas que las variables de estado \(x_1\), \(x_2\) y \(x_3\) conociendo tanto la entrada (entrada escalón de módulo igual a la unidad) como la salida, además el sistema es totalmente observable. Con respecto al diseño del observador y el controlador a lazo cerrado, su funcionamiento es correcto ya que las variables estimadas \(\hat{x}_1\), \(\hat{x}_2\) y \(\hat{x}_3\) resultan iguales a las variables de estado verdaderas \(x_1\), \(x_2\) y \(x_3\).
- En el control predictivo un parámetro importante es la optimización de la llamada función de costo, la cual puede contener términos como la calidad, energía, materia prima, tiempo de operación y entre otros, pero para el caso en estudio solo se tiene en cuenta la calidad y la energía. Si lo que se busca es evitar gastar mucha energía se debe trabajar con valores de lambda no muy pequeños mayores a uno (mayor importancia a la energía que a la calidad). El control es realizado únicamente para la parte determinística del modelo, por tanto los disturbios y ruidos que son la parte estocástica (no determinística) influirán en el control, reflejándose como aumento del valor de entrada.
- A diferencia del control PID, el GPC puede trabajar con sistemas que poseen retardos muy fuertes. La presencia de un retardo "d" en el modelo hace que responda a partir del instante "d+1" y antes de este valor las salidas serán iguales a las anteriores o cero, lo cual se verá reflejado en la matriz G, pues tendrá filas con ceros hasta el instante i=d.

Bibliografía

- [9] Ruiz J., García, A. Artículo: "Supervisión y monitoreo de un biorreactor para producir aceite a partir de algas marinas". Congreso Internacional de Ingeniería Eléctrica, Electrónica, Sistemas y Ramas Afines IEE INTERCON 2011. Perú.
- [10] M. Berenguel, F. Rodriguez, F.G Acién, J L García. "Model predictive control of pH in tubular photobioreactors". Source: Journal of Process Control, Volume 14, Number 4, June 2004, pp. 337-387(11). Publisher: Elsevier. [Online]: http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0959152403000738
- [11] Haiying Tang, Nadia Abunasser, M.E.D. Garcia, Meng Chen, K.Y. Simon Ng, Steven O. Salley, "Potential of microalgae oil from Dunaliella tertiolecta as a feedstock for biodiesel", 2010. USA. Publisher: Elsevier. [Online]: http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0306261910003788
- [12] J.A. Piedrahita H., S. Urbano M., "Diseño del Sistema de Alimentación y Control de Temperatura en un Fotobiorreactor para la Producción de Biomasa y Ácidos Grasos a partir del Cultivo de la Microalga Chlorella Vulgaris", Universidad Autónoma de Occidente, Santiago de Cali. 2012. [Online]: http://bdigital.uao.edu.co/bitstream/10614/3244/1/TME00998.pdf
- [13] Coral Contreras-Flores, Julián Mario Peña-Castro, Luis Bernardo Flores-Cotera y Rosa Olivia Cañizares-Villanueva. "Avances en el diseño conceptual de fotobiorreactores para el cultivo de microalgas". Versión impresa ISSN 0378-1844, INCI v.28 n.8 Caracas ago. 2003. [Online]
- [14] Barra, R. "Diseño de un Fotobioreactor Industrial para el Cultivo de Spirulina (Arthrospira platensis)". Tesis para optar el Título de Acuicultor. Escuela Superior Politécnica Del Litoral, Ecuador. 2010.
- [15] Chu, J., "It's not easy flying green", MIT News Office. May 10, 2011. [Online]: http://web.mit.edu/newsoffice/2011/green-jet-fuels-0511.html
- [16] Fadel, F., El-Wahab, A. and Shafik, H. Articule: "*Production and nutritive value of Spirulina platensis in reduced cost media*". Available online 9 November 2012.
- [17] Devanathan, J. and Ramanathan, N. Articule: "*Utilization of seawater as a medium for mass production of spirulina platensis a novel approach*". International Journal of Recent Scientific Research Vol. 4, Issue, 5, pp. 597 602, May, 2013.

- [18] Rodríguez, A. y Triana, F. "Evaluación del pH en el cultivo de Spirulina spp. (=Arthrospira) bajo condiciones de laboratorio". Tesis para optar el Título de Microbiólogo Industrial. Pontificia Universidad Javeriana, Colombia. 2006.
- [19] El Arroussi, H., Benhima, R., Bennis, I., El Mernissi, N., Wahby, I. Articule: "Improvement of the potential of Dunaliella tertiolecta as a source of biodiesel by auxin treatment coupled to salt stress". Publisher: Elsevier. [Online]: http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0960148114008362.
- [20] Universidad de Piura. Proyecto 025-FINCYT-PITEA-2008 "Desarrollo de tecnología para el diseño y construcción de un fotobioreactor piloto para la producción de microalgas (FBR-MA) para biodiesel y otras aplicaciones". Piura. 2008 2011.
- [21] Arredondo-Vega B.O., Voltolina. D. Eds. 2007. "Métodos y herramientas analíticas en la evaluación de la biomasa microalgal". Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C. La Paz, B.C.S., México. ISBN 968-5715-51-3. Capítulo 2, Pág. 21 23.
- [22] Monthieu Chloé. "Estudio técnico económico de la extracción de los lípidos de las microalgas para la producción de biodiesel". Proyecto Fin de Carrera Ingeniería en Organización Industrial. Universidad Pontificia Comillas, Escuela Técnica Superior de Ingeniería (ICAI). Madrid. 2010.
- [23] Ipanaqué, W. "Control automático de procesos Innovando procesos productivos". Edita CONCYTEC. Perú. 2012. Capítulo 5, Pág. 171.