



UNIVERSIDAD DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS FÍSICAS Y MATEMÁTICAS
DEPARTAMENTO DE INGENIERÍA CIVIL

ESTUDIO EXPERIMENTAL SOBRE EL TRANSPORTE DE OXÍGENO EN LA
INTERFAZ AGUA-SEDIMENTOS PARA CUERPOS DE AGUA SOMEROS

TESIS PARA OPTAR AL TÍTULO DE INGENIERO CIVIL

CÉSAR FERNANDO ORDÓÑEZ VALDEBENITO

PROFESOR GUÍA:
ALBERTO DE LA FUENTE STRANGER

MIEMBROS DE LA COMISIÓN:
YARKO NIÑO CAMPOS
ALDO TAMBURRINO TAVANTZIS
PAULA DÍAZ PALMA

SANTIAGO DE CHILE
2014

RESUMEN DE LA MEMORIA
PARA OPTAR AL TÍTULO DE
INGENIERO CIVIL
POR: CÉSAR ORDÓÑEZ
FECHA: NOVIEMBRE 2013
PROF. GUÍA: SR. ALBERTO DE LA FUENTE

ESTUDIO EXPERIMENTAL SOBRE EL TRANSPORTE DE OXÍGENO EN LA INTERFAZ AGUA-SEDIMENTOS PARA CUERPOS DE AGUA SOMEROS

Lagunas de pocos centímetros de profundidad son encontradas en la región altiplánica de la Cordillera de los Andes, las cuales corresponden a cuerpos de agua salada formados por afloramientos subterráneos. A estos ecosistemas, conocidos como salares, llegan a alimentarse una gran cantidad de aves cuyo alimento corresponde principalmente a microalgas ubicadas en los primeros milímetros en los sedimentos. Otro aspecto característico de estas lagunas, es que la principal fuente de energía capaz de aumentar el transporte de masa y mometum es el viento que sopla fuertemente por las tardes. Por otra parte, el intercambio del oxígeno es el resultado de la acción de procesos de transporte a través de la interfaz agua-sedimentos, la cual es determinada por condiciones de turbulencia del flujo en la columna de agua proporcionada por la acción del viento y por condiciones bioquímicas en los sedimentos.

El objetivo de este trabajo es estudiar experimentalmente el intercambio de oxígeno a través de la interfaz agua-sedimentos para cuerpos de agua someros agitados por la acción del viento. Para ello, se considera un marco conceptual el cual combina procesos de transporte en el lado del agua, como también consumo y producción en los primeros milímetros de los sedimentos.

Este estudio experimental es llevado a cabo en un túnel de viento, el cual sopla aire sobre un estanque ubicado al final de la instalación. Este tanque está compuesto por un fondo falso y un compartimiento sobre el mismo. En este último, se colocan sedimentos naturales en cuya superficie se ha producido el crecimiento de microalgas. Los experimentos a realizar consisten en medir perfiles de viento con un anemómetro de hilo caliente Extech, perfiles de oxígeno disuelto a través de la subcapa difusiva con un microperfilador OX-25 Unisense y mediciones de temperatura y salinidad en el cuerpo de agua a través de un sensor TetraCon 925. Estas mediciones son hechas para la combinación de dos profundidades del agua y cuatro velocidades del viento. Como resultado de estas mediciones es desarrollada una nueva metodología para calcular el flujo de oxígeno a través de la interfaz agua-sedimentos, la cual considera las condiciones hidrodinámicas en el cuerpo de agua y balances de masa a través de los sedimentos.

*Dedicado a las personas que les gusta entender
y proteger la naturaleza.*

Agradecimientos

Habiendo ya concluido mi etapa de estudiante, no me queda más que agradecer a todas aquellas personas que de una u otra forma hicieron esto posible. En primer lugar, están mis padres, quien desde el primer momento me brindaron un apoyo incondicional, y lograron con sus sabios consejos que superara etapas difíciles y conociera mis capacidades. También agradezco a mis hermanos y su infinita paciencia para aguantarme en mis largas horas de estudio. Agradezco a mi polola por el simple hecho de escucharme mientras le hablaba de las virtudes de la ingeniera hidráulica, aunque no siempre entendiera a que me refería.

Quiero agradecer también a mis amigos de la Universidad, los que fueron testigos de este camino y lo recorrieron junto a mi; especialmente a los que conozco desde plan común, a aquellos con los que formé una excelente Comunidad, y aquellos que posteriormente conocí en la especialidad, en fin, a todos aquellos con quienes tuve la oportunidad de compartir no sólo el estudio, sino que también las vivencias y experiencias de vida. Agradecer a los amigos de siempre, los de la vida, con los cuales aun a pesar de los años mantengo una estrecha relación de amistad, y han forjado la persona que ahora soy. Como no agradecer a las Tías, por sus exquisitos almuerzos, y porque a veces bastaba sólo una sonrisa de ellas o un gesto amable para cambiar la rutina de un día agotador.

Agradezco a mis profesores, a todos lo que tuve a lo largo de la carrera, los cuales intentaron siempre a través de sus enseñanzas, crear en todos sus alumnos la conciencia de lo que significa ser un buen profesional y cómo aportar de mejor manera a nuestro país. También agradezco a todos los profesores de mi comisión, en especial al Beto y a Paula por otorgarme las guías necesarias que me permitieron avanzar en la presente memoria y mejorarla cada vez. A todos los funcionarios de la Universidad, a la Vivi por su simpatía y apoyo, lo que permitió hacer de este trabajo algo mucho más entretenido.

Finalmente agradezco al Proyecto Fondecyt número 11100306, por haber otorgado el financiamiento necesario para haber llevado a cabo esta memoria.

A todos y cada uno de ustedes, nuevamente gracias totales.

Tabla de Contenido

1. Introducción	1
1.1. Motivación	1
1.2. Objetivos	2
1.2.1. General	2
1.2.2. Específicos	2
1.3. Contenidos del Informe	3
1.4. Nomenclatura	3
2. Revisión de Antecedentes	5
2.1. Nociones Generales Sobre Flujos de Viento	5
2.2. Modelo de Transferencia de Oxígeno	6
2.2.1. Fundamentos de Transferencia de Oxígeno a través de la Interfaz Aire-Agua	6
2.2.2. Fundamentos de Transferencia de Oxígeno a través de la Interfaz Agua-Sedimentos	7
2.3. Descripción Microbiológica en Aguas Poco Profundas	12
2.3.1. Proceso Fotosintético	13
2.3.2. Factores Limitantes para el Crecimiento de Algas	14
2.4. Métodos de Análisis de Datos	14
3. Instalación Experimental e Instrumentación	16
3.1. Túnel de Viento	16
3.1.1. Anemómetro de Hilo Caliente (<i>Hot-Wire</i>)	17
3.1.2. Microperfiladores y Brazo Robótico	18
3.1.3. Sensor de Salinidad y Temperatura	19
3.2. Microcalicatas	21
4. Metodología	22
4.1. Experimentos de Prueba	22
4.1.1. Aclimatación de Sedimentos	22
4.1.2. Perfiles de Oxígeno Disuelto	26
4.2. Metodología Experimental	27
4.2.1. Mediciones Anemómetro Hilo Caliente	28
4.2.2. Mediciones Microperfilador de Oxígeno Disuelto	29
4.2.3. Mediciones de Salinidad y Temperatura	30
4.2.4. Microcalicatas y Observación en Microscopio	30

4.3. Procesamiento de Datos de OD	31
4.3.1. Perfiles de Oxígeno Disuelto	31
4.3.2. Variación Temporal de OD	33
5. Análisis de Resultados	35
5.1. Modelo Conceptual	35
5.2. Análisis de Resultados Experimentales	37
5.2.1. Análisis Diagrama Adimensional	37
5.2.2. Resultados de las Microcalicatas	39
5.2.3. Resumen de Resultados Experimentales	42
5.2.4. Estimación del parámetro α	45
5.2.5. Validación Modelo de Transferencia de Masa	48
6. Conclusiones y Comentarios	49
Bibliografía	52
A. Anexo: Resultados Experimentales	56

Índice de Tablas

4.1. Resumen de las configuraciones experimentales utilizadas en la aclimatación de los sedimentos.	25
4.2. Configuraciones experimentales.	28
5.1. Valores promedio y desviación estándar (σ) de las tasas de consumo.	42
5.2. Resumen de valores promedio y desviación estándar para los diferentes flujos medidos para todos los perfiles de oxígeno disuelto.	45
5.3. Resultados para la validación del modelo de transferencia de masa.	48
A.1. Condiciones experimentales para casos con luz encendida.	56
A.2. Resultados extraídos del procesamiento de los perfiles de oxígeno para experimentos con luz encendida.	57
A.3. Condiciones experimentales para perfiles con luz apagada.	58
A.4. Resultados extraídos del procesamiento de los perfiles de oxígeno para experimentos con luz encendida.	59
A.5. Resultados de los flujos de oxígeno a través de los perfiles para los casos con luz encendida.	60
A.6. Resultados de los flujos de oxígeno a través de los perfiles para los casos con luz apagada.	61

Índice de Figuras

2.1.	Esquema de la capa límite de concentración de oxígeno en un cuerpo de agua en contacto con la atmósfera (Rayo, 2009).	7
2.2.	Esquema conceptual de los procesos de transporte de masa a través de la interfaz agua-sedimentos.	8
2.3.	Método propuesto por Hondzo <i>et al.</i> (2005).	10
2.4.	Estimación polinomial del flujo de oxígeno en los sedimentos (Bryant <i>et al.</i> , 2010).	12
3.1.	Esquema general del túnel de viento.	16
3.2.	Esquema instalación experimental.	17
3.3.	Anemómetro de hilo caliente <i>Extech</i> modelo 407123.	17
3.4.	Microperfilador OX-25 Unisense.	18
3.5.	A la izquierda un microsensar con <i>guard cathode</i> . A la derecha, la punta delgada de un microsensar de respuesta rápida y respuesta lenta. (Revsbech, 1989).	19
3.6.	Microsensor Multimeter Unisense.	19
3.7.	Sensor TetraCon 925.	20
3.8.	Instrumento portable Multi 340i.	20
3.9.	Instrumentación utilizada para análisis de microorganismos.	21
4.1.	Fotografías características para la configuración 1. Las algas están marcadas con un círculo rojo (predominantemente diatomeas), mientras que las manchas negras corresponden a granos del suelo.	23
4.2.	Fotografía representativa para M1'. Las algas están marcadas con un círculo rojo (predominantemente diatomeas), mientras que las manchas negras corresponden a granos del suelo.	24
4.3.	Fotografías características para la configuración 3. Las algas están marcadas con un círculo rojo (predominantemente diatomeas), mientras que las manchas negras corresponden a granos del suelo.	25
4.4.	Dos ejemplos de perfiles procesados a través del metodo propuesto por Nielsen <i>et al.</i> (1990) con espaciamiento $\Delta z = 80 \mu\text{m}$ y zonas de 0,4 mm. Los círculos blancos son las concentraciones de OD y las barras grises son el término fuente $p_i - r_i$.	26

4.5.	Dos ejemplos de perfiles procesados a través del método propuesto por Nielsen <i>et al.</i> (1990) con espaciamiento $\Delta z = 160 \mu\text{m}$ y con zonas de 0,4 mm. La zona gris claro corresponde a la zona asociada a r_1 y la gris oscuro corresponde a r_2 . Los círculos blancos son las concentraciones de OD y las barras grises son el término fuente $p_i - r_i$	27
4.6.	Extracción de los primeros milímetros de sedimentos. Dentro del cuadrado rojo se observa la muestra de sedimentos extraída, la cual tienen alrededor de 7mm de longitud.	31
4.7.	Método de separación de la muestra para análisis en microscopio.	31
4.8.	Ejemplo de perfil de OD procesado. Los círculos blancos son las concentraciones de oxígeno disuelto, las barras grises son el término $p_i - r_i$, la línea negra es la recta que define el flujo en la subcapa difusiva y la línea gris es el promedio de las tasas fuera de δ_p , correspondiente a r_2	32
4.9.	Ejemplo de perfiles de OD sin luz procesados. A) Perfil con sólo una zona de consumo y B) Perfil con dos zonas. Los círculos blancos son las concentraciones de OD, las barras grises son el término $p_i - r_i$, la línea negra es la recta que define el flujo en la subcapa difusiva y las líneas grises son las zonas correspondientes a las distintas tasas de consumo.	33
4.10.	Medición continua de las concentraciones de oxígeno para cinco profundidades realizadas para la configuración de velocidad del viento de 1.6 ms^{-1} y profundidad del agua de 5 cm. El número en las curvas indica la distancia en milímetros bajo la interfaz agua-sedimentos.	34
5.1.	Esquema conceptual para el transporte de oxígeno a través de la interfaz agua-sedimentos.	35
5.2.	Diagramas adimensionalizados para diferentes tasas de producción en función de $k^* = kC_\infty(S_1C_\infty)^{-1/2}$. A) Flujo a través de la interfaz agua-sedimentos adimensionalizado. B) Diferencia de largo del perfil de oxígeno (δ) y la zona fotosintéticamente activa (δ_p) adimensionalizado. C) Diferencia entre la concentración de OD en los sedimentos y el cuerpo de agua.	39
5.3.	Muestra de los primeros milímetros de los sedimentos dentro de la calicata.	40
5.4.	Fotografías representativas de cada capa de la muestra de los sedimentos. Las fotografías se encuentran desde la capa mas superficial A), a la capa mas profunda F).	41
5.5.	Resultados experimentales para las diferentes configuraciones ($Sh = khD^{-1}$). A) Tasas consumo para los diferentes experimentos. Los círculos grises son las tasas de consumo r_1 y los negros r_2 . B) Espesor de la zona fotosintéticamente activa. C) Cociente entre la concentración fuera de la subcapa difusiva y la concentración de saturación en el cuerpo de agua.	43
5.6.	Tasas de producción medidas a través de las distintas metodologías experimentales. La línea negra corresponde a las tasas de producción medidas a través de la metodología por Revsbech <i>et al.</i> (1981) y las barras son las tasas calculadas a través de balances de masas en cada punto del perfil. Los colores de cada barra se asocian a cada repetición de perfil de OD por configuración. El panel A) corresponde a la configuración H5V20LP, el B) H5V30LP y el C) H5V40LP.	44

5.7.	Flujos de oxígeno disuelto. Las barras blancas son la producción efectiva P_{ef} , las barras rojas son los flujos medidos a través de la interfaz agua-sedimentos y las barras azules son el consumo total (caso sin producción) y el consumo bajo δ_p (casos con producción).	45
5.8.	Relación para determinar el parámetro α	46
5.9.	Método de estimación para determinar el intervalo válido para el parámetro α	47
5.10.	Comparación entre el flujo medido J y el flujo predicho J^P a través de la Ec.(5.6). A) Todos los casos medidos. B) Flujos con producción $J \geq 0$. C) Flujos sin producción $J \leq 0$	48
A.1.	Perfiles logarítmicos para las distintas velocidades del viento para casos con $H=3$ cm. Los círculos son las mediciones realizadas y la línea punteada es el ajuste realizado. A) Luz encendida y B) Luz apagada.	62
A.2.	Perfiles logarítmicos para las distintas velocidades del viento para casos con $H=5$ cm. Los círculos son las mediciones realizadas y la línea punteada es el ajuste realizado. A) Luz encendida y B) Luz apagada.	62

Capítulo 1

Introducción

1.1. Motivación

Los salares son un terreno formado por una costra de sal producto de la evaporación de agua de lagunas salinas (de la Fuente y Niño, 2010), los que se pueden encontrar en depresiones centrales de cuencas endorreicas del Altiplano, tanto en Chile como en Argentina, Perú y Bolivia. En estos salares, es común encontrar pequeñas lagunas formadas por afloramientos subterráneos, conformando ecosistemas únicos cuya extensión depende del volumen infiltrado, calidad del agua y de las condiciones atmosféricas que definen la tasa de evaporación (de la Fuente y Niño, 2010).

A estos ecosistemas llegan a alimentarse y anidar una gran cantidad de aves (Hurlbert y Chang, 1983), en donde se destaca la presencia de tres especies de flamencos emblemáticos del norte de Chile (*Phoenicopterus chilensis*, *Phoenicopterus andinus* y *Phoenicoptarrus jamesi*) cuyo estado de conservación se encuentra en categoría de vulnerable (Glade, 1993). Por otra parte, en el fondo de las lagunas altiplánicas, es posible encontrar tapetes microbianos, los que son descritos como comunidades bentónicas estratificadas que se desarrollan en la interfase entre el agua y los sedimentos. El tipo de laminación está controlada por factores como la luz, la temperatura, la salinidad, el oxígeno disuelto y la presencia de sulfuros (Demergasso *et al.*, 2003). Los principales colonizadores de estos tapetes microbianos son bacterias fototróficas y microalgas betónicas (Blinn, 1993), las que juegan un papel importante por tratarse de microorganismos productores primarios (produciendo y consumiendo oxígeno), los cuales contribuyen a dar estabilidad a los sedimentos (Demergasso *et al.*, 2003) y son la base de los niveles tróficos superiores del ecosistema.

Uno de los parámetros más importantes y estudiados en los cuerpos de agua es el oxígeno disuelto. Estudios previos han mostrados que la producción y consumo de oxígeno disuelto (OD) en cuerpos de aguas someros es despreciable (Røy *et al.*, 2004), por otra parte la concentración en la columna de agua está determinada por el intercambio de OD a través de la interfaz agua-aire y agua-sedimentos (Reiher *et al.*, 2005). Ambos sistemas dependen de las condiciones de turbulencia dentro de la columna de agua, sin embargo el flujo de OD a través de la interfaz agua-aire sólo depende de transporte difusivo del lado del agua y no del

aire (Tamburrino y Gulliver, 2002). En cambio, el intercambio de oxígeno entre el cuerpo de agua y los sedimentos depende del transporte difusivo a ambos lados de la interfaz (Hondzo *et al.*, 2005; Steinberger y Hondzo, 1999), incluyendo la tasa de producción y la de consumo en los sedimentos (Jørgensen *et al.*, 1983).

El objetivo de este trabajo es describir y cuantificar el intercambio de OD entre el agua y los sedimentos, para el cual se adopta un marco teórico considerando procesos a ambos lados de esta interfaz, combinando producción y consumo de oxígeno en el suelo. Es por ello, que en este estudio se propone estudiar experimentalmente el intercambio de oxígeno entre los sedimentos y la columna de agua a través de experimentos que serán realizados en el túnel de viento del Laboratorio Francisco J. Domínguez de la Universidad de Chile, el cual proveerá de viento un tanque de agua con sedimentos, cuya producción de oxígeno será regulada por luz artificial puesta en la instalación. Además, se pretende estudiar la relación que existe entre el perfil de oxígeno disuelto con los microorganismos presentes en los sedimentos. Por otra parte, el conocimiento de la dinámica del oxígeno disuelto, sumará antecedentes para generar herramientas de manejo para la protección de estos ecosistemas, con la finalidad de prevenir y o controlar los efectos causados por la intensa explotación de recursos hídricos en el norte de Chile.

1.2. Objetivos

1.2.1. General

Este trabajo de título tiene como objetivo general estudiar experimentalmente el intercambio de oxígeno entre los sedimentos y un cuerpo de agua somero, considerando en el análisis, procesos en ambos lados de la interfaz, así como producción primaria béntica y consumo en los sedimentos.

1.2.2. Específicos

El estudio de investigación posee cuatro objetivos específicos, los cuales serán desarrollados en el orden que se presentan a continuación:

- Generar condiciones para desarrollar microalgas bénticas en el laboratorio.
- Generar una metodología de trabajo experimental en un túnel de viento, que permita estudiar el transporte de oxígeno a través de la interfaz agua-sedimentos en cuerpos de agua someros y observar la distribución vertical de microorganismos en los sedimentos.
- Realizar experimentos de prueba con el fin de generar flujos de oxígeno disuelto en condiciones controladas.
- Desarrollar un estudio experimental ensayando distintas condiciones de profundidad de agua y velocidad del viento.

1.3. Contenidos del Informe

Con respecto a la organización de esta memoria, ésta se encuentra dividida en seis capítulos, los cuales se describen a continuación:

- I. **Capítulo 1 “Introducción”** : En este capítulo se expone la motivación e importancia de esta memoria y los objetivos principales de la presente investigación.
- II. **Capítulo 2 “Revisión de Antecedentes”** : En este capítulo se presentan y discuten los antecedentes más relevantes que tienen relación con el tema.
- III. **Capítulo 3 “Instalación Experimental e Instrumentación”** : En este capítulo se realiza una descripción de la instalación experimental y de la instrumentación utilizada en la obtención de los datos experimentales. Además, se presentan las calibraciones a realizar para los instrumentos a utilizar.
- IV. **Capítulo 4 “Metodología”** : En este capítulo se describen las experiencias de prueba, con el fin de definir las condiciones experimentales necesarias para la realización de la investigación y la metodología de las experiencias definitivas. También se describe la metodología experimental definitiva y el procesamiento de los datos obtenidos.
- V. **Capítulo 5 “Análisis de Resultados”** : En este capítulo se presentan los resultados experimentales y el respectivo análisis de cada conjunto de experimentos. Además se describe el modelo conceptual utilizado.
- VI. **Capítulo 6 “Conclusiones y Comentarios”**: En este capítulo se resumen las conclusiones y comentarios generados en el presente trabajo.

1.4. Nomenclatura

- C : Concentración de oxígeno disuelto.
- C_{sat} : Concentración de saturación de oxígeno disuelto.
- C_{∞} : Concentración de oxígeno en el cuerpo de agua.
- C_s : Concentración de oxígeno en los sedimentos.
- D : Coeficiente de difusión molecular de oxígeno disuelto en el agua.
- D_s : Coeficiente de difusión molecular de oxígeno en los sedimentos ($D_s = \phi D$)
- D_t : Coeficiente de difusión turbulenta.
- δ_c : Espesor de la subcapa difusiva.
- δ : Distancia entre la interfaz agua-sedimentos y donde se alcanzan condiciones anóxicas ($C = 0$)
- δ_a : Espesor de la capa de microalgas.
- h : Profundidad del agua.

- H : Constante de Henry.
- J : Flujo de oxígeno a través de la interfaz agua sedimentos.
- k : Coeficiente de transferencia de masa.
- K : Coeficiente de transferencia de masa en la interfaz aire-agua.
- K_a : Coeficiente de transferencia de masa en la fase gaseosa.
- K_L : Coeficiente de transferencia de masa en la fase líquida.
- ν : Viscosidad cinemática.
- ρ_a : Densidad del aire.
- ρ : Densidad del agua.
- ϕ : Porosidad de los primeros milímetros de sedimentos.
- p : Tasa de producción de oxígeno.
- P : Producción de oxígeno total.
- P_{ef} : Producción efectiva.
- r : Tasa de consumo de oxígeno.
- r_1 : Tasa de consumo asociada a la respiración de algas y bacterias más reacciones inorgánicas.
- r_2 : Tasa de consumo asociada a la respiración de bacterias más reacciones inorgánicas.
- R : Coeficiente de correlación de Pearson.
- Sc_t : Número de Schmidt turbulento.
- Sc : Número de Schmidt.
- Sh : Número de Sherwood ($Sh = khD^{-1}$).
- τ : Esfuerzo de corte ejercido en la interfaz aire-agua.
- $u_a(z)$: Velocidad del viento horizontal.
- u_s : Velocidad de la corriente superficial inducida.
- u_{*a} : Velocidad friccional referida al aire.
- u_{*w} : Velocidad de corte superficial referida al agua.
- u_{*b} : Velocidad de corte en el fondo.

Capítulo 2

Revisión de Antecedentes

En este capítulo se presenta una revisión bibliográfica asociada a los distintos tópicos que se desarrollan en este trabajo de título. En particular, los temas considerados son los siguientes: nociones generales de los flujo de viento, modelos de transferencia de oxígeno a través de la interfaz agua-aire y agua-sedimentos, descripción microbiológica en aguas poco profundas y los factores limitantes para su desarrollo, y finalmente, métodos de análisis de datos experimentales.

2.1. Nociones Generales Sobre Flujos de Viento

El perfil de velocidades asociado a un flujo turbulento de aire que incide en forma paralela sobre una interfaz aire-agua sigue la distribución logarítmica de velocidades. En términos generales, la ecuación que describe la distribución de velocidades en la vertical queda dada por (Rayo, 2009):

$$\frac{u_a(z) - u_s}{u_{*a}} = \frac{1}{\kappa} \ln \left(\frac{z}{z_0} \right) \quad (2.1)$$

donde u_a es la velocidad del viento (horizontal), u_s velocidad de la corriente superficial inducida por el viento, u_{*a} la velocidad friccional referida al aire, κ la constante de von Kármán, z la distancia vertical desde la superficie y z_0 el origen virtual del perfil logarítmico de velocidades.

La velocidad friccional del aire es de gran importancia debido a que es un parámetro característico del flujo de aire, representando en forma directa el esfuerzo de corte que ejerce cualquier flujo de viento sobre una superficie sólida o líquida. La velocidad friccional u_{*a} se define a partir del esfuerzo de corte actuando sobre la interfaz:

$$\tau_a = \rho_a u_{*a}^2 \quad (2.2)$$

donde τ_a es el esfuerzo de corte ejercido sobre la interfaz y ρ_a la densidad de aire. Por otra parte, la velocidad de corte referida al agua (u_{*w}) en la superficie, obtiene considerando

continuidad de esfuerzo en la interfaz agua-aire:

$$u_{*w} = \sqrt{\frac{\rho_a}{\rho}} u_{*a} \quad (2.3)$$

donde ρ es la densidad del agua.

2.2. Modelo de Transferencia de Oxígeno

En sistemas acuáticos como los estudiados en esta memoria, es posible expresar la concentración de un compuesto (C), a través de un sistema advección-difusión-reacción:

$$\frac{\partial C}{\partial t} + w \frac{\partial C}{\partial z} = \frac{\partial}{\partial z} \left((D + D_t) \frac{\partial C}{\partial z} \right) \pm S \quad (2.4)$$

en donde el primer término del lado izquierdo de la ecuación representa la variación temporal de la concentración del compuesto, mientras que el segundo término corresponde al transporte adventivo de masa debido al flujo, en donde w es la velocidad del agua. En cuanto al lado derecho, el primer término representa el transporte difusivo, en donde D_t corresponde al coeficiente de difusión turbulenta vertical determinado a partir de las ecuaciones de energía cinética turbulenta y D el coeficiente de difusión del compuesto. Finalmente el último término de la derecha corresponde a las reacciones de consumo o fuente.

Esta ecuación de transporte se resuelve en base a las condiciones de borde definidas en función de la transferencia en la interfaz aire-agua y agua-sedimentos. En las siguientes secciones se describen los fundamentos de transferencia en ambas secciones.

2.2.1. Fundamentos de Transferencia de Oxígeno a través de la Interfaz Aire-Agua

El mecanismo de transferencia de oxígeno depende de lo que sucede en la interfaz aire-agua, y en particular de las condiciones de transporte difusivo del lado del agua y no del aire (Tamburrino y Gulliver, 2002). Debido que este estudio está enfocado a cuerpos de agua turbulentos, es posible suponer que la mayor parte de la masa líquida tiene concentración uniforme, mientras que las partículas que se encuentran en contacto directo con la atmósfera están saturadas de oxígeno. Esto se debe a que el tiempo en que demoran en saturarse es casi instantáneo. Este proceso condiciona un fuerte gradiente de concentraciones en las cercanías de la superficie libre, lo que se denomina como “capa límite de concentración” (Rayo, 2009) (Figura 2.1).

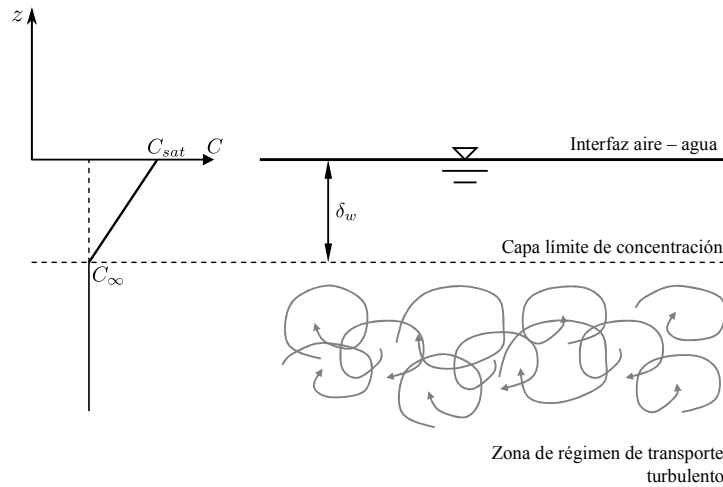


Figura 2.1: Esquema de la capa límite de concentración de oxígeno en un cuerpo de agua en contacto con la atmósfera (Rayo, 2009).

La transferencia de masa en la interfaz aire-agua se rige por la ley de Fick, la cual depende del gradiente de concentraciones en la interfaz ($\partial C/\partial z$) y del coeficiente de difusión molecular (D):

$$F = -D \left. \frac{\partial C}{\partial z} \right|_{z=h} \quad (2.5)$$

donde F es el flujo de oxígeno desde o hacia la atmósfera, C la concentración de oxígeno disuelto y h es la profundidad del cuerpo de agua.

Por otra parte, dicho flujo se puede expresar mediante una ecuación del tipo:

$$F = -K(C_{sat} - C_{\infty}) \quad (2.6)$$

$$\frac{1}{K} = \frac{1}{K_L} + \frac{1}{HK_a} \quad (2.7)$$

donde K es el coeficiente de transferencia de masa total, C_{sat} y C_{∞} la concentración de saturación en la fase líquida y en la columna de agua respectivamente, H la constante de la ley de Henry y K_L y K_a coeficiente de transferencia de masa en la fase líquida y gaseosa respectivamente.

Para aquellos casos en que el gas es altamente soluble (caso del oxígeno disuelto), el valor de la constante de Henry se hace bastante grande por lo que la ecuación (2.7) se reduce a $K = K_L$.

2.2.2. Fundamentos de Transferencia de Oxígeno a través de la Interfaz Agua-Sedimentos

Los sedimentos son el lugar donde se depositan gran cantidad de material biológico. Es por ello, que generalmente poseen altos niveles de contenido orgánico, presentando condiciones

favorables para la actividad biológica. En cuerpos de aguas someros, es posible encontrar comunidades fotosintéticas de microalgas bénticas, las cuales crecen y se desarrollan generando una lámina en las primeras capas de sedimentos como respuesta a la variaciones del ecosistema (Jørgensen *et al.*, 1983), coexistiendo con bacterias degradadoras de materia orgánica y reacciones químicas que consumen oxígeno.

Los principales factores que intervienen en la dinámica de la transferencia de masa de oxígeno disuelto en la interfaz agua-sedimento son el flujo a través de la misma, la distribución vertical de las tasas de consumo y la producción de oxígeno generado a través de procesos fotosintéticos (Odum, 1955).

Procesos de Transporte de Masa por el Lado del Agua.

Al estudiar el movimiento del agua sobre los sedimentos, se observa que a una pequeña distancia de la superficie de estos últimos dominan las fuerzas viscosas y, en conjunto con la fricción interna del fluido, producen que la velocidad del flujo tienda a cero. Este fenómeno, genera una capa de agua sobre la superficie de los sedimentos, llamada subcapa viscosa, que no es parte del movimiento general del agua (Jørgensen y Revsbech, 1985). Debido a que el transporte difusivo de momentum es alrededor de 600 veces mayor que el transporte difusivo de oxígeno en el agua, es que dentro de esta subcapa viscosa la difusión turbulenta se vuelve insignificante en relación a la difusión molecular, volviéndose el principal mecanismo de transporte de masa a través de la interfaz agua-sedimentos (Steinberger y Hondzo, 1999). El esquema conceptual descrito se observa en la Figura 2.2.

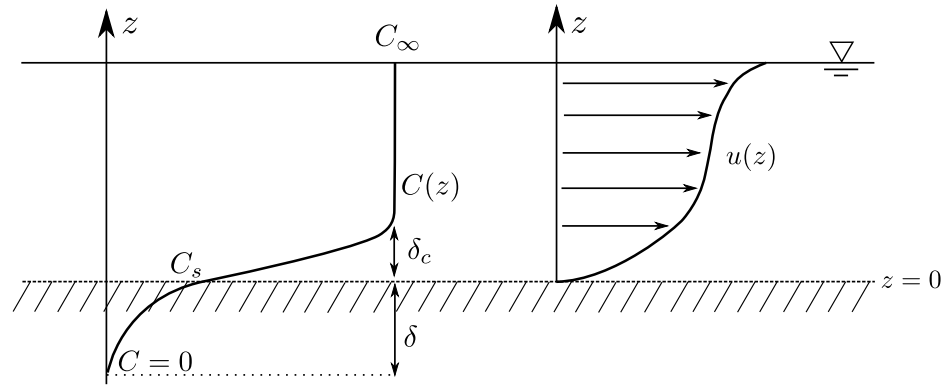


Figura 2.2: Esquema conceptual de los procesos de transporte de masa a través de la interfaz agua-sedimentos.

En la subcapa difusiva ubicada sobre los sedimentos, el flujo másico de oxígeno es modelado considerando la primera ley de Fick. El flujo por difusión (J) es representado como:

$$J = -D \left. \frac{\partial C}{\partial z} \right|_{z=0^+} \quad (2.8)$$

Escribiendo la ecuación (2.8) en su forma integral se obtiene que:

$$J = -k(C_\infty - C_S) \quad (2.9)$$

donde k es el coeficiente de transferencia de masa, el cual es función de las propiedades del fluido, la geometría del fondo y las condiciones del flujo (Steinberger y Hondzo, 1999), C_∞ la concentración de oxígeno fuera de la subcapa difusiva y C_S concentración en la interfaz.

Para determinar el coeficiente de transferencia de masa existen principalmente dos teorías: teoría de la renovación de superficie ("Surface renewal theory") (O'Connor y Hondzo, 2008) y teoría de la película delgada ("Thin-film theory") (Steinberger y Hondzo, 1999; Jørgensen y Revsbech, 1985; Hondzo *et al.*, 2005). La teoría de renovación de superficie considera que el flujo ocurre por el intercambio de parcelas de agua que ingresan oxígeno al sistema y luego la mueven hacia otros sectores, dejándole paso a otras parcelas de agua. En cambio, la teoría de la película supone que el flujo se encuentra en condiciones de régimen permanente y puede ser simulado por la primera ley de Fick, por lo tanto considera que el flujo ocurre a través de la subcapa difusiva, δ_c (Jørgensen y Revsbech, 1985; Hondzo *et al.*, 2005; Steinberger y Hondzo, 1999). El espesor de esta subcapa depende del flujo turbulento fuera de δ_c , por lo que existe un gran número de expresiones para poder determinarla.

$$k = \frac{D}{\delta_c} \quad (2.10)$$

Una de las formas más comunes para estimar el espesor δ_c es la propuesta por Jørgensen y Revsbech (1985), el cual es conocido como "*Bulk Method*", en donde el espesor de la subcapa difusiva queda determinado por la extrapolación del gradiente lineal de las concentraciones de oxígeno cercana a los sedimentos, hasta el promedio temporal de la concentración de oxígeno fuera de la subcapa. Por otro lado Røy *et al.* (2004) definen el espesor δ_c como la región en donde el perfil de OD es lineal, tal como infiere el uso de la ley de Fick. Otro método fue el propuesto por Hondzo (1998) el cual define:

$$f(z) = \frac{C - C_S}{C_\infty - C_S} \quad (2.11)$$

con lo cual se obtiene que el espesor queda definido por:

$$\delta_c = \left(\frac{df}{dz} \right)^{-1} \Big|_{z=0} \quad (2.12)$$

Otra alternativa es la propuesta por Hondzo *et al.* (2005), en la cual el espesor de la subcapa difusiva es estimada en función de la hidrodinámica de flujos gravitacionales en un canal rectangular. Para estimar el espesor se utiliza una ley de potencia adimensional ajustada a la distribución vertical de oxígeno en el agua. Este ajuste es aplicado a la velocidad de corte del fondo (u_{*b}) extraída de una serie de velocidades desde un *Acoustic Doppler Velocimeter* (ADV) para calcular el espesor adimensional de la subcapa difusiva:

$$C^+ = \begin{cases} h^+ \frac{\nu}{D} & h^+ < \delta_c^+ \\ \delta_c^+ \frac{\nu}{D} + BSc_t \left(\frac{1}{\delta_c^{+2}} - \frac{1}{h^{+2}} \right) & h^+ \geq \delta_c^+ \end{cases} \quad (2.13)$$

donde $C^+ = (C - C_s)u_{*b}J^{-1}$, $h^+ = hu_{*b}\nu^{-1}$ y $\delta_c^+ = \delta_c u_{*b}\nu^{-1}$ son parámetros adimensionales para la concentración, altura y espesor estimado desde la ley de potencia, respectivamente. ν es la viscosidad cinemática (corregida por temperatura), $B = 417$ es una constante de integración, y Sc_t es el número de Schmidt turbulento.

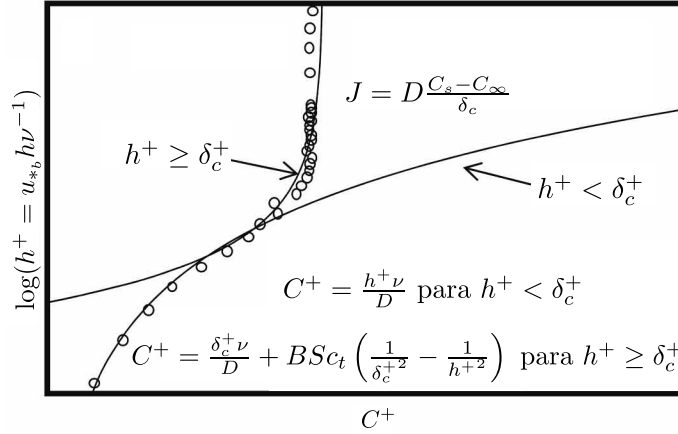


Figura 2.3: Método propuesto por Hondzo *et al.* (2005).

Por otra parte, es posible estimar el espesor de la subcapa difusiva a través del método empírico propuesto por Nishihara y Ackerman (2007), llamado “*Hiperbolic tangent model*” en donde la concentración adimensionalizada, $f(z)$, es modelada a través de la siguiente expresión:

$$f(z) = E \tanh \left(\frac{A}{E} z \right) \quad (2.14)$$

donde A es una constante que define la pendiente en $z = 0$ y E es una constante que describe el valor de la asíntota. Realizando estas consideraciones se obtiene que:

$$\delta_c = \frac{1}{A} \quad (2.15)$$

Existen expresiones empíricas que permiten relacionar el coeficiente de transferencia con las condiciones de flujo y las consideraciones teóricas que se tengan (O’Connor *et al.*, 2009), para lo cual se relaciona k en función de la velocidad de corte en el fondo u_{*b} y el número de Schmidt (Sc) a través de la siguiente expresión:

$$k = \alpha u_{*b} Sc^\beta \quad (2.16)$$

donde α y β son parámetros empíricos dependientes del modelo conceptual de transferencia de masa utilizado. En el caso de cuerpos de aguas someros agitados por un flujo de viento en un canal rectangular de 0.5m de ancho y 4m de largo, Ordóñez *et al.* (2013) proponen un modelo empírico en donde se obtiene que el coeficiente de transferencia de masa depende principalmente de las condiciones de turbulencia generadas por el viento, donde k puede ser estimado como:

$$\frac{k}{u_{*w}} = 2 \times 10^{-4} Re_*^{-0.42} Fr_*^{-0.56} \quad (2.17)$$

donde $Re_* = hu_{*w}\nu^{-1}$, $Fr_*^2 = u_{*w}^2 (gh)^{-1}$, h la altura de escurrimiento y ν la viscosidad cinemática.

Procesos de Transporte en los Sedimentos.

Si se analizan los procesos involucrados en el transporte de oxígeno disuelto en los sedimentos, se tiene que la concentración dentro del tapete microbiano está determinado por la combinación de tasas de producción de oxígeno ($p(z)$) y tasas de consumo ($r(z)$). Por otra parte, los granos en los sedimentos no permiten la difusión de gases a una tasa considerable, por lo tanto para una sección transversal en los sedimentos, sólo el espacio de poros es el que permite la difusión del oxígeno. Teniendo en cuenta este fenómeno, la ley de Fick queda modificada para la difusión en los sedimentos (Røy *et al.*, 2004; Revsbech *et al.*, 1981; Bryant *et al.*, 2010; Nielsen *et al.*, 1990):

$$r(z) - p(z) = \phi D_s \frac{\partial^2 C}{\partial z^2} \quad (2.18)$$

donde ϕ es la porosidad la cual se asume uniforme con la profundidad y D_s el coeficiente de difusión efectiva en el espacio de poros, $D_s = \phi D$ (Bryant *et al.*, 2010).

Si no se tiene producción primaria ($p(z) = 0$), la ecuación (2.18) se puede resolver considerando una tasa de consumo homogénea (\bar{r}), y que a una distancia δ debajo de la interfaz se alcanzan condiciones anóxicas y que el flujo es cero ($C = 0$ y $\phi D_s \partial C / \partial z = 0$ a una distancia $z = -\delta$). Con estas consideraciones, se tiene que la demanda de oxígeno en los sedimentos (SOD, *Sediment Oxygen Demand*) queda determinado como:

$$SOD = -\sqrt{SC_s} \quad (2.19)$$

donde $S = 2\phi D_s \bar{r}$.

Por otra parte, considerando continuidad de flujo, es decir $J = SOD$, y reemplazando la Ec. (2.19) en la Ec. (2.9), el flujo de oxígeno en condiciones permanentes queda expresado a través la siguiente ecuación (Nakamura y Stefan, 1994):

$$J = -k \left(C_\infty - \frac{|J|^2}{S} \right) \quad (2.20)$$

La solución de la ecuación (2.20) permite calcular el flujo a través de la interfaz agua-sedimentos considerando las condiciones hidrodinámicas del cuerpo de agua, las que son representadas por el coeficiente de transferencia (k) y la tasa de consumo en los sedimentos (\bar{r}) a través del término S .

Alternativamente, para calcular tanto la tasa de consumo como de producción de oxígeno, Nielsen *et al.* (1990) propone ajustar un polinomio cuadrático a las concentraciones de oxígeno disuelto (Figura 2.4), con lo cual se obtiene que:

$$C = \frac{r - p}{2\phi D_s} z^2 + az + b \quad (2.21)$$

donde a y b son constantes determinadas por condiciones de borde. Si se considera que los sedimentos están conformados por pequeñas capas homogéneas, sus respectivas tasas pueden

ser estimadas a partir de polinomios cuadráticos asociados a las concentraciones del sector establecido.

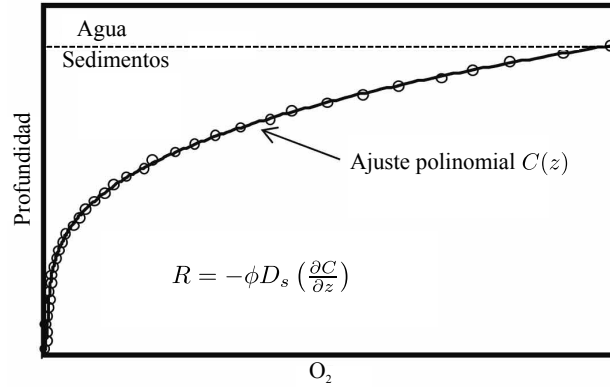


Figura 2.4: Estimación polinomial del flujo de oxígeno en los sedimentos (Bryant *et al.*, 2010).

Finalmente, para calcular la tasa de producción mientras se mantienen iluminados los sedimentos, se puede utilizar la metodología propuesta por Revsbech *et al.* (1981), en donde se tiene que la concentración a una profundidad ($C(z, t)$) puede cambiar debido a la producción y al consumo de oxígeno. Teniendo en cuenta que el oxígeno en los sedimentos es transportado por difusión, la combinación de estos procesos pueden ser expresados matemáticamente a través de la segunda ley de Fick:

$$\left. \frac{\partial C(z, t)}{\partial t} \right|_z = \phi D_s \frac{\partial^2 C(z, t)}{\partial z^2} + p(z) - r(z) \quad (2.22)$$

Cuando los sedimentos han sido iluminados por un largo tiempo, se obtiene condiciones estables para los perfiles de OD, es decir $\partial C(z, t)/\partial t|_z = 0$, con lo que se obtiene la Ec. (2.18). Luego, cuando se corta la luz, no hay fotosíntesis ($p = 0$), y la Ec.(2.22) queda escrita como:

$$\left. \frac{\partial C(z, t)}{\partial t} \right|_z = - \left(r(z) - \phi D_s \frac{\partial^2 C(z, t)}{\partial z^2} \right) \quad (2.23)$$

Considerando que la tasa de consumo y el termino difusivo se mantiene constante durante los primeros segundos después de apagar la luz, y combinando las ecuaciones (2.23) y (2.18) se tiene que:

$$p(z) = - \left. \frac{\partial C(z, t)}{\partial t} \right|_z \quad (2.24)$$

2.3. Descripción Microbiológica en Aguas Poco Profundas

Para poder realizar una descripción microbiológica en aguas someras es necesario definir dos términos: fitobentos y fitoplacton. El primero se refiere a microalgas fotosintéticas

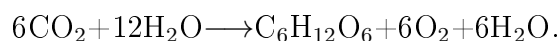
eucarióticas y cianobacterias que habitan en los primeros milímetros de los sedimentos (MacIntyre *et al.*, 1996), mientras que el segundo son microalgas que se desarrollan en el cuerpo de agua. Generalmente, el fitoplacton es muy escaso en aguas poco profundas, por lo que los fitobentos constituyen la principal biomasa de microalgas (Wetzel, 2001). Estos últimos conforman comunidades betónicas estratificadas que se desarrollan en la interfase entre el agua y sustrato sólido (Demergasso *et al.*, 2003). La ubicación de estos microorganismos se debe principalmente a que la luz sólo penetra entre 2-3mm desde la superficie de los sedimentos, pero también a que en condiciones de baja turbulencia el fitoplacton se deposita y puede ser considerado como fitobento (Miller *et al.*, 1996).

El hábitat de los fitobentos está caracterizado por encontrarse sometido a fuertes gradientes químicos, físicos y biológicos; en donde es posible encontrar zonas completamente oxigenadas a zonas anóxicas, así como fuertes gradientes de pH, H₂S y nutrientes como el nitrato y amonio (Jørgensen *et al.*, 1983). Por otra parte, los roles que juegan estos microorganismos son: controlar los flujos de nutrientes entre el cuerpo de agua y los sedimentos, ser una fuente importante de alimento para organismos macro- y microheterótrofos y, si se encuentran en abundancia, ayudar a estabilizar la superficie de sedimentos impidiendo la re-suspensión debido a la secreción de capas de mucosas (MacIntyre y Cullen, 1995; MacIntyre *et al.*, 1996).

Es importante mencionar, que estos microorganismos productores de oxígeno conviven con una gran cantidad de bacterias degradadoras de materia orgánica, las cuales, en conjunto con las tasas de mineralización, la diagénesis de materia orgánica particulada (Arega y Lee, 2005) y la respiración de la microalgas (Atlas y Bartha, 2002) producen una demanda de oxígeno en los sedimentos (SOD).

2.3.1. Proceso Fotosintético

La fotosíntesis es el proceso mediante el cual la energía lumínica en forma de radiación de onda corta es absorbida por pigmentos especializados de la célula (ej. cloroplastos), convirtiéndose así en energía química y entregando como resultado la fijación de CO₂ en los carbohidratos y la consiguiente liberación de oxígeno como subproducto. Este proceso se puede expresar de la siguiente forma resumida:



La mayor parte de los organismos fototróficos son también autótrofos, en donde su crecimiento se caracteriza por dos tipos distintos de reacciones: las reacciones de la fase luminosa, en donde la energía luminosa se convierte en energía química; y las reacciones de la fase oscura, en las que esta energía química se usa para reducir el CO₂ a compuestos orgánicos (Mandigan *et al.*, 2004).

Las reacciones fotosintéticas oscuras se denominan así, porque a diferencia de las reacciones de la fase luminosa, donde la luz es esencial para ser llevada a cabo, sólo requieren los productos de la fase luminosa y son independientes de la energía lumínica. Es importante mencionar que las reacciones de la fase oscura pueden tener lugar tanto en la luz como en la

oscuridad, con tal que los componentes necesarios estén disponibles. Durante la fase oscura se convierte el dióxido de carbono, el oxígeno y el hidrógeno en glucosa (Atlas y Bartha, 2002).

2.3.2. Factores Limitantes para el Crecimiento de Algas

El análisis de las características de desarrollo de las microalgas debe enmarcarse en una serie dinámica de interacciones entre los parámetros ambientales y las características fisiológicas de los organismos (Wetzel, 2001).

Uno de los efectos ecológicos más importantes son los que producen la luz y la temperatura en el crecimiento de microalgas. El efecto de estos parámetros sobre la fotosíntesis y el crecimiento de algas son inseparables, debido a las relaciones entre metabolismo y saturación de luz. El crecimiento de las algas y las tasas de fotosíntesis están estrechamente relacionados con la intensidad cuantitativa de luz (Wetzel, 2001). La actividad fotosintética aumenta desde cero, para casos de ausencia de luz, hasta una intensidad lumínica óptima. Es importante mencionar que esta intensidad y la calidad (color) óptima varía para cada especie (Atlas y Bartha, 2002).

El rol de la temperatura es aumentar las tasas fotosintéticas para una intensidad de luz determinada. Esto es causado por el aumento de la actividad metabólica para la gran mayoría de los microorganismos (Atlas y Bartha, 2002). Cabe mencionar, que efecto de este parámetro es similar a la luz, en donde se tiene un intervalo de temperaturas en donde el microorganismo se puede desarrollar y una temperatura óptima para cada especie (Wetzel, 2001).

Muchos compuestos inorgánicos son esenciales para los microorganismos, como también hay muchos que son tóxicos. Entre los compuestos orgánicos de importancia para la ecología microbiana se encuentran los gases como el oxígeno, el dióxido de carbono, el monóxido de carbono, el hidrógeno, el óxido nitroso y el sulfuro de hidrógeno (Smith *et al.*, 2001)

Por otra parte existen otros parámetros, tanto químicos como físicos, que afectan al crecimiento, tales como: la presión debido a las fuerzas osmóticas, hidrostática y atmosférica, afectan a la supervivencia de los organismos; el potencial rédox, con efectos sobre el tipo de metabolismo microbiano; el pH, cuyos valores depende la supervivencia y el suministro de nutrientes; la disponibilidad de agua, esencial para todos los procesos de la vida (Smith *et al.*, 2001).

2.4. Métodos de Análisis de Datos

Existen una gran cantidad de técnicas para poder evaluar modelos, dentro de las cuales se pueden destacar los métodos estadísticos y los métodos gráficos. Dentro de los métodos estadísticos es posible encontrar tres categorías: regresiones estándar, adimensionales e índices de error. Las regresiones estándar determinan el grado de relación que tienen las simulaciones con los datos medidos. Las técnicas adimensionales entregan como resultado una evaluación relativa del comportamiento del modelo, y los índices de error cuantifican la desviación en

unidades de los datos de interés (Moriasi *et al.*, 2007).

La correlación lineal entre variables medidas ($Y = m_0X$) puede ser calculada minimizando el error cuadrático medio, con el cual es posible calcular el coeficiente de proporcionalidad,

$$m_0 = \frac{\sum_{i=1}^n X_i Y_i}{\sum_{i=1}^n X_i^2} \quad (2.25)$$

donde n es el número de observaciones.

Para poder describir el grado de correlación que existe entre los datos simulados y los medidos, se utiliza el coeficiente de correlación de Pearson (Clement, 1996, r):

$$R = \frac{Cov(X, Y)}{\sigma_X \sigma_Y} \quad (2.26)$$

en donde $Cov(X, Y)$ es la covarianza entre X e Y y σ_X y σ_Y son las varianzas de X e Y respectivamente. Este coeficiente, cuyo rango de valores se encuentra entre -1 y 1 , es una medida de la relación lineal entre datos simulados y medidos. Si $R = 0$ no existe un relación lineal, mientras que si $R = 1$ o $R = -1$ se tiene una relación lineal positiva o negativa perfecta, respectivamente. A pesar que el valor de R es muy usado en la evaluación de modelos, este estadístico es muy sensible a valores anómalos y muy insensible a la suma de pequeñas diferencias entre los valores medidos y los predichos por el modelo (Moriasi *et al.*, 2007).

Capítulo 3

Instalación Experimental e Instrumentación

3.1. Túnel de Viento

El túnel de viento instalado en el laboratorio *Francisco Javier Domínguez* de la Universidad de Chile está compuesto por los siguientes elementos:

- Un túnel de viento que permite impulsar velocidades medias de viento de hasta 15 m/s.
- Un estanque de agua adosado a la parte inferior del túnel de viento en el extremo aguas abajo de éste.
- Posee un fondo falso en el estanque, el cual permite un resirculación parcial del agua por debajo del mismo y reproducir experimentalmente la condición de aguas someras.

En la Figura 3.1 se presenta un esquema general de la instalación experimental. Es importante destacar que ésta corresponde a solo un esquema ilustrativo de la instalación utilizada. Para mayor detalle de la instalación experimental revisar Rayo (2009).

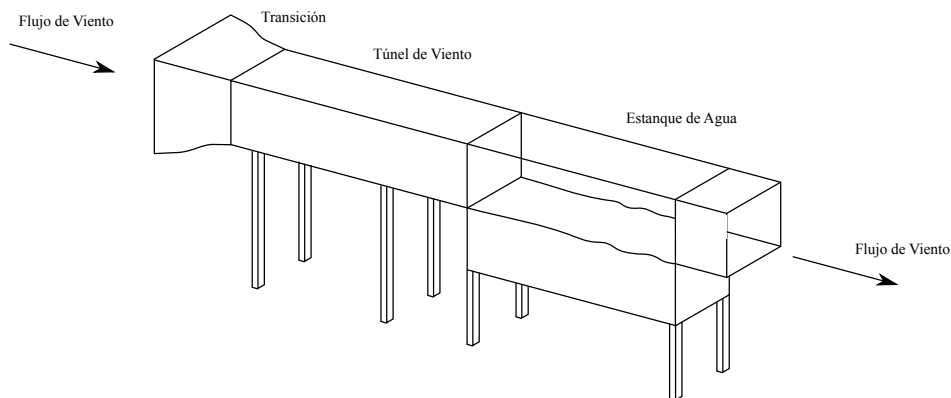


Figura 3.1: Esquema general del túnel de viento.

En el fondo falso se colocan muestras de sedimentos en unos compartimientos de 0.15 m de largo, 0.1 m de profundidad y 0.5 m de ancho, en el cual se realizan las mediciones. Además, en la parte superior del estanque se instalan luces LED que producen 2950 lux, las que permiten controlar la producción primaria. Para poder controlar la temperatura en cada uno de los experimentos, se disponen en el estanque ocho calefactores de 300 W cada uno. Finalmente, esta configuración se puede observar en la Figura 3.2, la cual se encuentra cubierta completamente por un manto negro, a fin de no permitir el paso de luz del exterior.

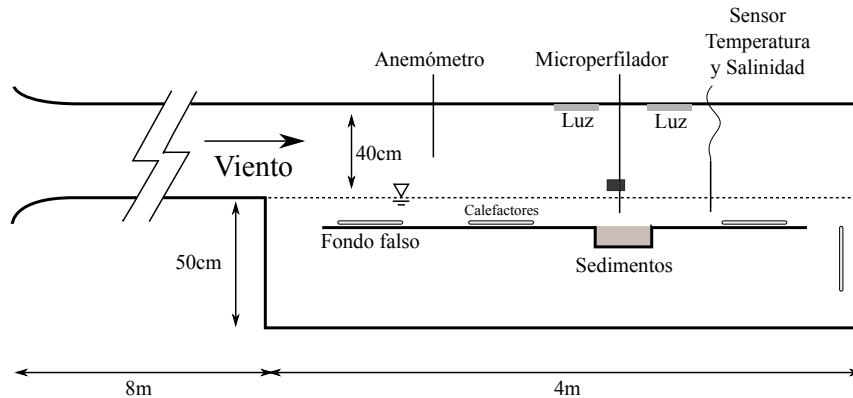


Figura 3.2: Esquema instalación experimental.

3.1.1. Anemómetro de Hilo Caliente (*Hot-Wire*)

Lo que realmente mide este instrumento cuando es expuesto al viento, es la disipación de calor desde un conductor metálico de diámetro muy pequeño. El conductor se integra a un circuito eléctrico por el cual circula corriente. Si se mantiene constante la temperatura del conductor, la corriente eléctrica es una función conocida de la velocidad del viento. Los anemómetros de hilo caliente se utilizan cuando se requiere de una alta tasa de muestreo de la velocidad del viento, como por ejemplo en mediciones de turbulencia del viento.

Para medir la velocidad del viento se utiliza un anemómetro de hilo caliente digital marca *Extech* modelo 407123 el cual se observa en la Figura 3.3.



Figura 3.3: Anemómetro de hilo caliente *Extech* modelo 407123.

Este equipo permite la medición y adquisición de datos para flujos de viento 1-D, por lo que es necesario alinear el sensor de hilo caliente con el flujo de viento. De acuerdo con el catálogo

proporcionado por el fabricante, este instrumento permite mediciones de frecuencia de 1 Hz en el rango de 0,2-20 m/s, con una resolución en pantalla de 0,1 m/s y una precisión del 3 %. Requiere que el ambiente de trabajo esté dentro de un rango operacional de temperatura (0-50 °C) y además la humedad ambiente máxima admisible es de 80 %. Como parámetro adicional, este instrumento permite la medición y adquisición de la temperatura del aire. Todos los parámetros de este instrumento pueden ser almacenados en un computador.

3.1.2. Microperfiladores y Brazo Robótico

Para poder estudiar el flujo de oxígeno a través de la interfaz agua-sedimentos, es necesario poder obtener las concentraciones de O₂ a través de la subcapa difusiva, la cual posee un espesor de alrededor de 1 mm (Bryant *et al.*, 2010; Jørgensen y Revsbech, 1985; Hondzo *et al.*, 2005). Es por ello, que para realizar las mediciones de oxígeno disuelto, se utilizan unos microperfiladores OX-25 Unisense cuyo diámetro de medición, según el catálogo del proveedor, es de 20-30 μm (Figura 3.4).



Figura 3.4: Microperfilador OX-25 Unisense.

Este microsensor contiene dos cátodos: un *guard cathode* el cual remueve todo el oxígeno difundiendo hacia la punta desde el reservorio de electrolito interno, y un cátodo sensible (Revsbech, 1989, Figura 3.5). Este tipo de sensores, al momento de realizar la medición, presenta un consumo extremadamente bajo de oxígeno (4.7 a 47×10^{-7} mmolO₂h⁻¹). Además estas probetas tienen un tiempo de respuesta menor a 1 segundo y una precisión de 0.1 μM si se realiza la calibración de manera correcta (Briand *et al.*, 2004) y una sensibilidad a la turbulencia <1 a 2 % (Kühl y Jørgensen, 1992).

Para el funcionamiento del sensor, éste se conecta a un amplificador de señal *Microsensor Multimeter Unisense* (Figura 3.6) el que conecta a un computador con el cual se almacena la serie de tiempo de oxígeno, la señal en mV y la calibración de los sensores utilizados.

Finalmente, para obtener la resolución necesaria de mediciones en la interfaz entre los sedimentos y el cuerpo de agua, el microsensor de oxígeno se instala a un sistema robótico el que permite generar una resolución vertical de 0.08 mm. Estos sistemas están compuestos por dos sectores: el primero, ubicado en la parte superior, está conformado por un limnómetro el cual permite mover el sistema robótico manualmente soportando el peso de todo el sistema, y un

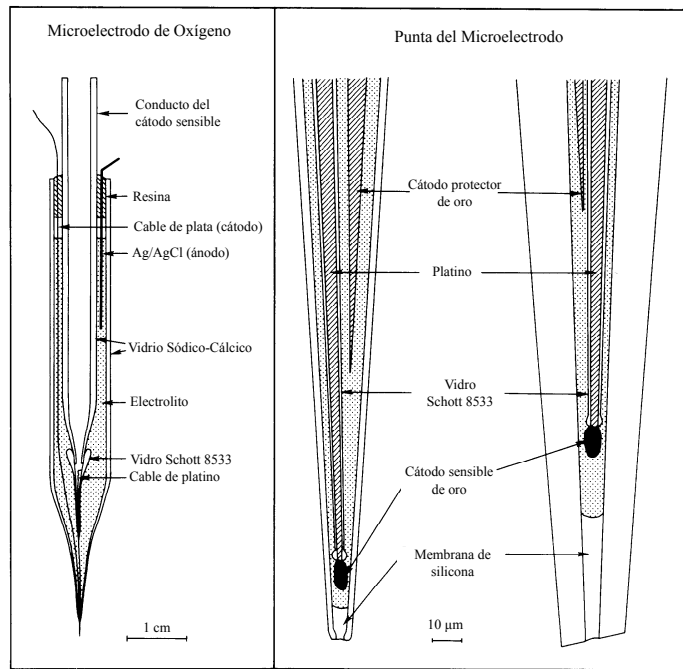


Figura 3.5: A la izquierda un microsensor con *guard cathode*. A la derecha, la punta delgada de un microsensor de respuesta rápida y respuesta lenta. (Revsbech, 1989).



Figura 3.6: Microsensor Multimeter Unisense.

segundo sector conformado por dos rieles, los que son controlados por motores y tornillos que al girar logra el movimiento fino y grueso del sistema de forma independiente. Finalmente, en la parte baja del segundo sector se encuentra un sector en donde montan los microperforadores. El sistema de control de los motores y los datos de la posición son almacenados en un computador a través del software SVN.v6 (Visual Basic). A través de éste se permiten programar rutinas para el movimiento del robot, recibir de forma instantánea la posición del sensor, mover de forma independiente cada uno de los ejes y generar ciclos para los mismos.

3.1.3. Sensor de Salinidad y Temperatura

Para medir la temperatura y la salinidad del agua durante las mediciones de los perfiles de oxígeno se utiliza el el sensor TetraCon 925 WTW (ver Figura 3.7) conectado a un instrumento portátil Multi 340i WTW(ver Figura 3.8). Este instrumento dispone de un memoria interna

cuya capacidad alcanza para archivar 500 conjuntos de datos y el intervalo de almacenamiento entre datos es determinada por el usuario (5 s, 10 s, 30 s, 1 min, 5 min, 10 min, 30 min o 60 min). Por otra parte, estos datos almacenados pueden ser transferidos a una interface (ej. Computador) cuyo intervalo es determinado por el usuario (5 s, 10 s, 30 s, 1 min, 10 min, 15 min, 30 min o 60 min).



Figura 3.7: Sensor TetraCon 925.

El sensor TetraCon 925 está compuesto por cuatro electrodos de grafito encargados de medir la conductividad eléctrica y un sensor térmico NTC 30 externo el cuál mide temperatura. Para medir la conductividad, la sonda aplica un voltaje entre los electrodos, la disminución de éste se usa para medir la resistencia en el agua que se traduce a conductividad.



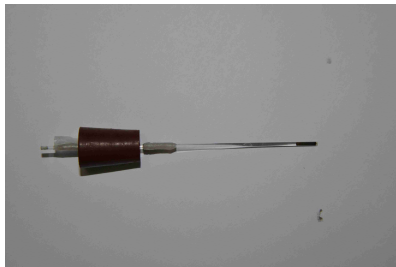
Figura 3.8: Instrumento portable Multi 340i.

Según el fabricante, el intervalo de medición de temperatura es -5 a 100 °C con una resolución de 0.1 °C y una precisión de ± 0.1 °C, en cambio el rango de medición de la conductividad va desde $1 \mu\text{S}/\text{cm}$ a $2 \text{S}/\text{cm}$. Finalmente la precisión de la medición es $\pm 0.5\%$ del valor medido.

Finalmente, la salinidad en *ppt* es obtenida a través de las conversiones propuestas en las tablas IOT (Poisson *et al.*, 1991).

3.2. Microcalicatas

Para poder extraer una muestra de una capa de algas en la superficie de los sedimentos, se utiliza unos capilares de vidrio Kimax-51 de 0.9-1.1 mm de diámetro interno (Figura 3.9a). Para una primera observación se utiliza una lupa estereoscópica Carton la cual posee dos objetivos (2X-4X) y oculares de 10X (Figura 3.9b). Además, se utiliza un microscopio Zeiss Axiolab (Figura 3.9c) al que posee cuatro objetivos (10X-20X-40X-100X) y oculares de 10X. Finalmente se utiliza una cámara Moticam 2300 de 30 Mega Pixeles la que se puede conectar tanto al microscopio como la lupa. Con ésta cámara se extraen las imágenes para ser analizadas en un computador.



a) Capilar de vidrio Kimax-51.



b) Lupa estereoscópica Carton.



c) Microscopio Zeiss modelo Axiolab.

Figura 3.9: Instrumentación utilizada para análisis de microorganismos.

Capítulo 4

Metodología

4.1. Experimentos de Prueba

4.1.1. Aclimatación de Sedimentos

Dentro de esta etapa se busca encontrar las condiciones necesarias para la generación y supervivencia de microalgas. Para ello, se recolectan tres muestras de 550 ml de sedimentos de la laguna del parque O'Higgins, las que son colocadas en vasos precipitados de 10.5 cm de diámetro cada una. En primera instancia, todas las muestras son llenadas con agua potable, dejándoles 3 cm de columna de agua sobre ellas; además son colocadas bajo un flujo luminoso de 1600 lux generados por tubos fluorescentes de luz día (6200°K) y un fotoperíodo de 16 horas de luz y 8 horas de oscuridad. Cabe mencionar que la temperatura del laboratorio en donde están estas muestras se encuentra a 21 °C.

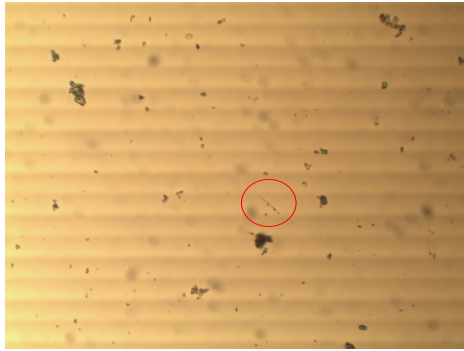
Bajo las condiciones anteriormente mencionadas, no se genera una población de algas considerable, y por lo tanto, se procede a estudiar las distintas variables que influyen en el crecimiento microbiano, tales como nutrientes presentes en el agua y la agitación de la misma. Para ello se colocan tres muestras bajo diferentes condiciones y se realiza un seguimiento visual de una muestra superficial de los sedimentos a través de la observación en microscopio.

La primera configuración para las muestras de sedimentos es la siguiente:

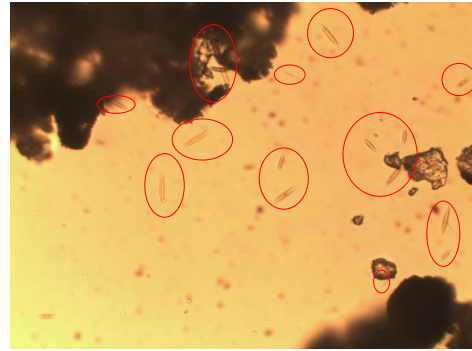
- Muestra 1 (M1): Sedimentos con agua potable agitada con una bomba de aire.
- Muestra 2 (M2): Sedimentos con agua de la laguna filtrada agitada con una bomba de aire.
- Muestra 3 (M3): Sedimentos con agua de la laguna filtrada sin agitación.

Luego de dos días bajo esta configuración, se obtiene una gran diferencia entre M1 y M2, con lo que podría concluir que el agua de la laguna, es decir, los nutrientes y las concentraciones que en ella se encuentran, son factores limitantes en el crecimiento microbiano. Por otra parte, aunque entre la M2 y M3 no existen grandes diferencias (Figura 4.1), M2 posee una

mayor concentración de algas, por lo tanto, la agitación del cuerpo de agua generaría una influencia menor a la presencia de nutrientes en la cantidad de organismos que la presencia de nutrientes.



a) Muestra 1



b) Muestra 2



c) Muestra 3

Figura 4.1: Fotografías características para la configuración 1. Las algas están marcadas con un círculo rojo (predominantemente diatomeas), mientras que las manchas negras corresponden a granos del suelo.

Debido a la dificultad que provocaba extraer o movilizar 1 m^3 de agua de la laguna para llenar el estanque ubicado en el túnel de viento, se estudia cual es la menor cantidad de nutrientes que se puede entregar sin perjudicar la existencia de las algas. Para ello, la muestra 1 se rellena con un mezcla de agua potable con agua de la laguna al 10 % manteniendo la agitación con la bomba de aire, con lo que la configuración 2 es la siguiente:

- Muestra 1' (M1'): Sedimentos con una mezcla de agua potable con agua de la laguna al 10 % agitada con una bomba de aire.
- Muestra 2 (M2): Sedimentos con agua de la laguna filtrada agitada con una bomba de aire.
- Muestra 3 (M3): Sedimentos con agua de la laguna filtrada sin agitación.

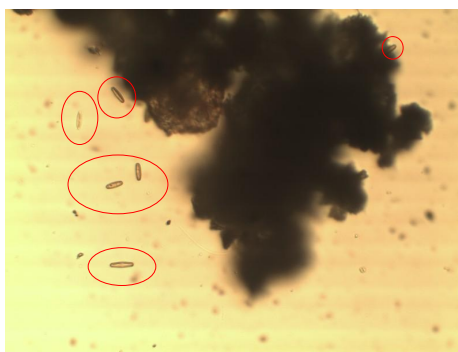


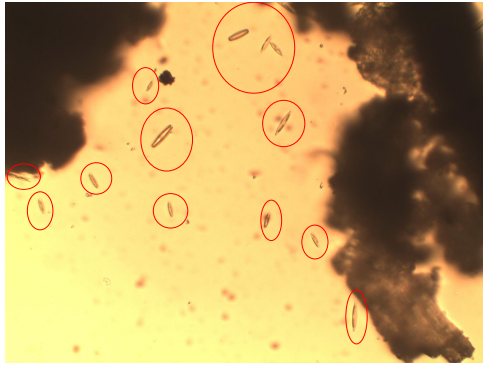
Figura 4.2: Fotografía representativa para M1'. Las algas están marcadas con un círculo rojo (predominantemente diatomeas), mientras que las manchas negras corresponden a granos del suelo.

Luego de 5 días se compara la M1' (Figura 4.2) con M2 (Figura 4.1b) en donde se observa que en M2 existe una mayor concentración de algas que en M1', por lo cual se decide estudiar el caso para una mayor concentración del agua de la laguna en la muestra diluida. Por este motivo, se decide cambiar la configuración de M3, por mezcla de 20 % de agua de la laguna en agua potable y se le agrega agitación por aireación. Con este cambio la configuración 3 para todas las muestras queda descrita como:

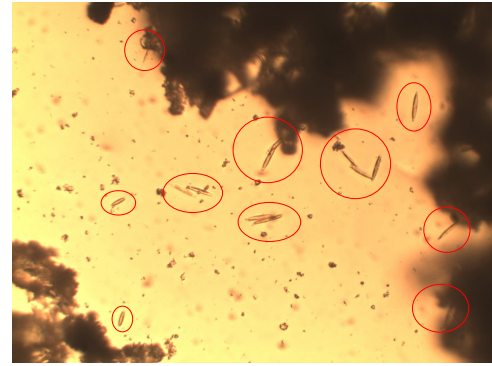
- Muestra 1' (M1'): Sedimentos con una mezcla de agua potable con agua de la laguna al 10 % agitada con una bomba de aire.
- Muestra 2 (M2): Sedimentos con agua de la laguna filtrada agitada con una bomba de aire.
- Muestra 3' (M3'): Sedimentos con una mezcla de agua potable con agua de la laguna al 20 % agitada con una bomba de aire.

Luego de cuatro días, se obtienen los resultados que se muestran en la Figura 4.3, en donde se observa que M1' alcanza una concentración de algas muy similar a las de M2; en cambio, M3' posee una concentración de algas muy baja. Por lo tanto, se podría concluir que el tiempo (cinco días luego del cambio en M1) para la primera observación de M1' es muy bajo y que el 10 % de agua de la laguna es una concentración adecuada para la supervivencia de los microorganismos. En cuanto a M3 se concluye que el tiempo de observación es muy bajo para observar cambios y/o las condiciones que genera el hecho de no tener la muestra sometida a agitación durante una semana, son adversas para el desarrollo de microorganismos.

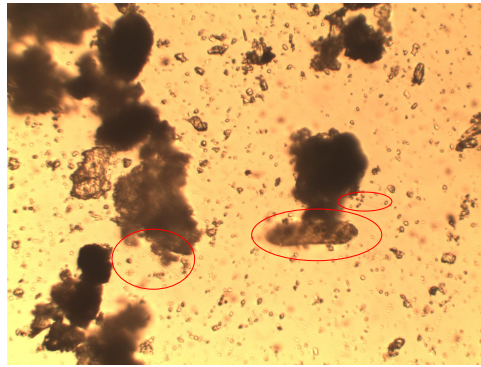
Bajo estos resultados, se decide agregar al túnel de viento un mezcla de agua potable con agua de la laguna al 10 %, ya que bajo estas concentraciones se asegura el desarrollo de las microalgas. Además se instalan ocho calefactores de 300 W para mantener la temperatura del estanque del túnel de viento entre 21-25 °C.



a) Muestra 1' (M1').



b) Muestra 2 (M2).



c) Muestra 3' (M3').

Figura 4.3: Fotografías características para la configuración 3. Las algas están marcadas con un círculo rojo (predominantemente diatomeas), mientras que las manchas negras corresponden a granos del suelo.

Tabla 4.1: Resumen de las configuraciones experimentales utilizadas en la aclimatación de los sedimentos.

Conf.	Muestra	Día Inicial	Día Observación	Mezcla		Agitación
				Agua laguna	Agua Potable	
1	M1	0	2	0 %	100 %	No
	M2	0	2	100 %	0 %	Si
	M3	0	2	100 %	0 %	No
2	M1'	2	7	10 %	90 %	Si
	M2	0	7	100 %	0 %	Si
	M3	0	7	100 %	0 %	No
3	M1'	2	11	10 %	90 %	Si
	M2	0	11	100 %	0 %	Si
	M3'	7	11	20 %	80 %	Si

4.1.2. Perfiles de Oxígeno Disuelto

En esta etapa, se analizan distintas metodologías de cálculo para las tasas de producción y consumo para los perfiles de oxígeno disuelto. Como primera opción se prueba la metodología propuesta por Nielsen *et al.* (1990) ajustando polinomios cuadráticos a las concentraciones de OD, en donde cada zona consiste en 5 puntos del perfil y las tasas calculadas se asocian a la profundidad promedio de cada zona. Los perfiles analizados fueron hechos con un espaciamiento vertical de $80 \mu\text{m}$ (mínimo posible).

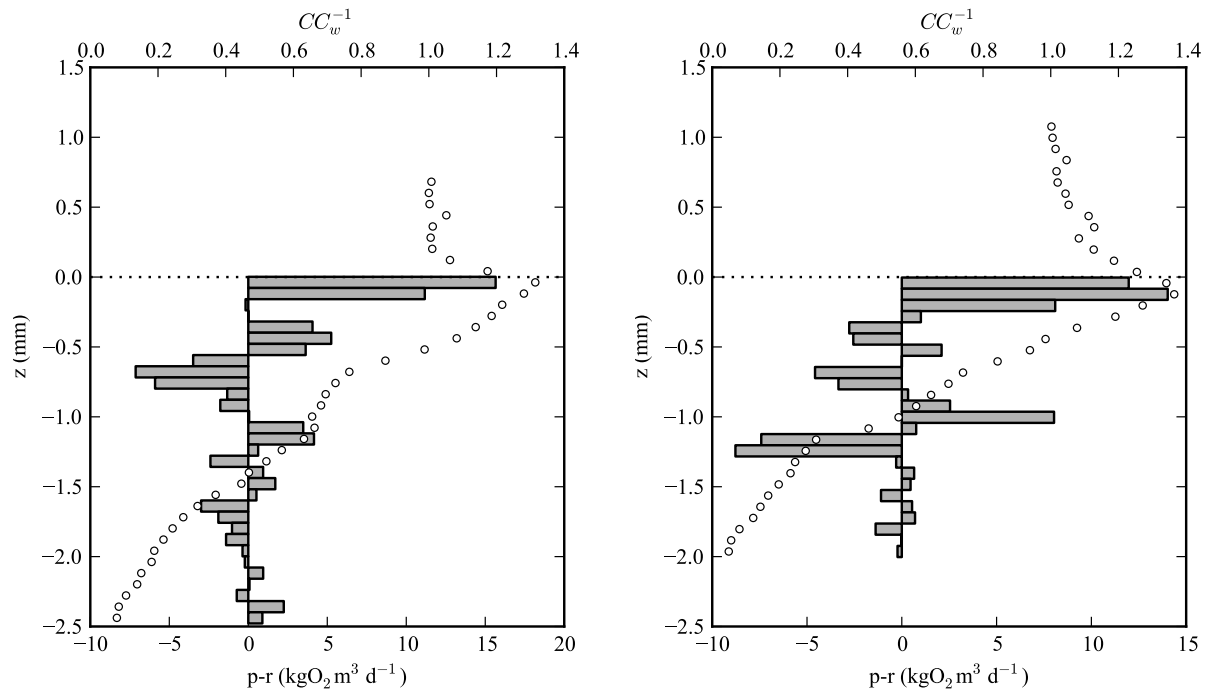


Figura 4.4: Dos ejemplos de perfiles procesados a través del metodo propuesto por Nielsen *et al.* (1990) con espaciamiento $\Delta z = 80 \mu\text{m}$ y zonas de $0,4 \text{ mm}$. Los círculos blancos son las concentraciones de OD y las barras grises son el término fuente $p_i - r_i$.

El primer resultado que se observa en la Figura 4.4, es que el espaciamiento vertical de las concentraciones, más que generar una mayor resolución de las tasas, genera ruido en las mismas y no es necesario para dar cuenta de los procesos involucrados. Es decir, con menor cantidad de puntos es posible determinar el espesor de la zona fotosintéticamente activa, la subcapa difusiva y es posible tener una cantidad de puntos adecuados para caracterizar el perfil de oxígeno disuelto. Por lo tanto, se procede a cambiar el espaciamiento vertical a $160 \mu\text{m}$. Por otra parte, y debido a que las zonas consideradas para el ajuste del polinomio contiene muy pocos valores (5 puntos), la segunda derivada del polinomio es muy sensible a pequeños cambios en las concentraciones, con lo cual se podrían obtener tasas erróneas. Debido a esto, es que se decide finalmente hacer balances de masas para cada una de las posiciones del perfil.

Al procesar perfiles con luz apagada (ver Figura 4.5), se observan altas tasas de consumo ubicadas en la zona de microalgas, lo cual indica que existen dos zonas, una zona superficial

asociada a la respiración de las algas y bacterias, y reacciones inorgánicas consumidoras de oxígeno ($r_1 \approx 800 \text{ gO}_2\text{m}^{-3}\text{d}^{-1}$), y una zona asociada solamente al consumo generado por bacterias y reacciones químicas ($r_2 \approx 200 \text{ gO}_2\text{m}^{-3}\text{s}^{-1}$).

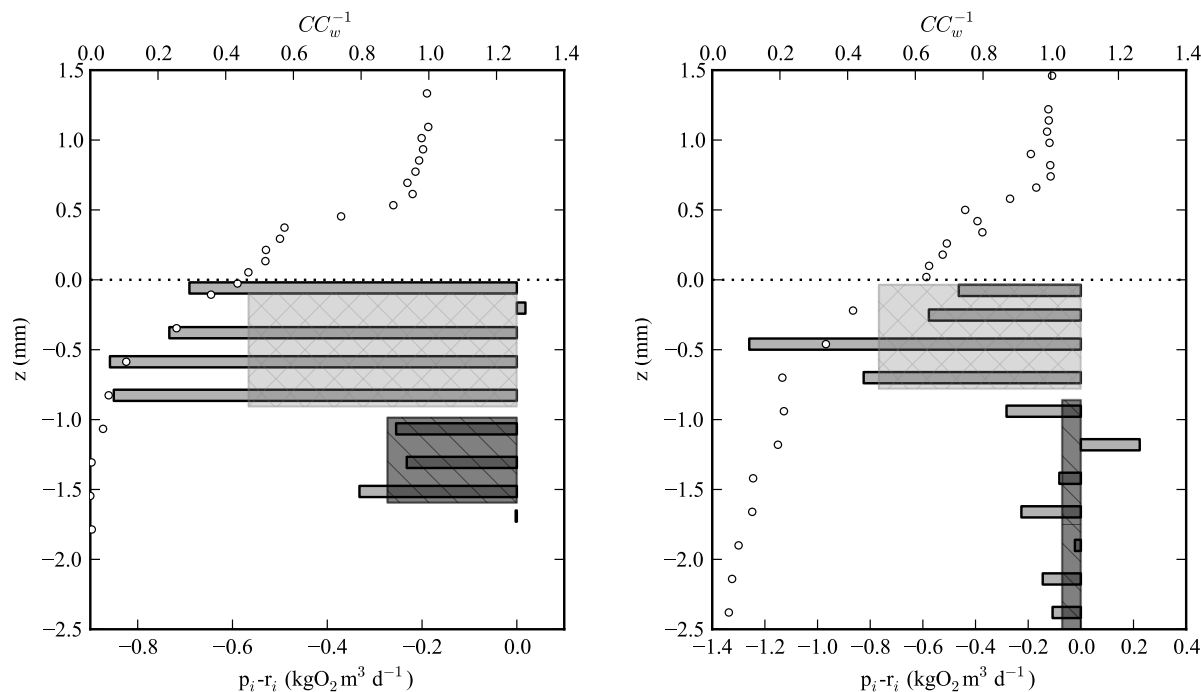


Figura 4.5: Dos ejemplos de perfiles procesados a través del método propuesto por Nielsen *et al.* (1990) con espaciamento $\Delta z = 160 \mu\text{m}$ y con zonas de $0,4 \text{ mm}$. La zona gris claro corresponde a la zona asociada a r_1 y la gris oscuro corresponde a r_2 . Los círculos blancos son las concentraciones de OD y las barras grises son el término fuente $p_i - r_i$.

4.2. Metodología Experimental

La siguiente metodología es realizada para tres perfiles de oxígeno para cada configuración experimental, las cuales se resumen en la Tabla 4.2¹. Además, se realiza la metodología propuesta por (Revsbech *et al.*, 1981) para una profundidad del agua de 5 cm y vientos de 1.6 , 2.6 y 3.5 m/s . Finalmente, se realizan tres calicatas en el sector aledaño a donde se realizan las mediciones de oxígeno.

Cabe mencionar que las mediciones fueron realizadas durante dos semanas continuas, considerando así que las características microbiológicas en los sedimentos son constantes para todos los experimentos.

¹Para la configuración H5V0LA sólo se realizan dos repeticiones.

Tabla 4.2: Configuraciones experimentales.

Denominación	Prof. (cm)	Luz	Viento (ms^{-1})
H5V0LP	5	Prendida	0
H5V20LP			1.6
H5V30LP			2.6
H5V40LP			3.5
H3V0LP	3		0
H3V20LP			1.6
H3V30LP			2.6
H3V40LP			3.5
H5V0LA	5	Apagada	0
H5V20LA			1.6
H5V30LA			2.6
H5V40LA			3.5
H3V0LA	3		0
H3V20LA			1.6
H3V30LA			2.6
H3V40LA			3.5

4.2.1. Mediciones Anemómetro Hilo Caliente

Para la mediciones del flujo del viento se realiza una serie de perfiles sobre la interfaz agua-aire para cada experimento, todos situados sobre el eje del túnel de viento. Para cada perfil de se consideró una medición de 6 puntos en la vertical, con espaciamento variable (más fino en las cercanías de la superficie libre y más grueso cerca del centro de la sección del túnel).

Antes de cada serie de mediciones, se debe verificar que las baterías del anemómetro tengan suficiente carga para realizar la prueba. Además se realiza un “autochequeo” del instrumento, el que consiste en realizar una medición con viento nulo, ajustando a que la medición de la velocidad sea igual a 0 (función de seteo del instrumento). La condición del viento nulo se obtiene cerrando la apertura en la punta del sensor de hilo caliente.

Para cada uno de los puntos a medir se debe realizar el siguiente procedimiento:

- Posicionar el anemómetro en la ubicación deseada.
- Verificar que el ángulo de alineamiento de la apertura del hilo caliente sea cercano a 0° .
- Medir y almacenar la velocidad del viento por un periodo de 30 segundos, a una frecuencia 0.2 Hz.

4.2.2. Mediciones Microperfilador de Oxígeno Disuelto

Antes de realizar las mediciones, se verifica que el sensor esté desporalizado y para el caso de la primera medición se realiza la calibración del instrumento, la que será utilizada para el resto de las experiencias.

Para realizar la desporalización solo es necesario dejar el instrumento conectado y, si es que no ha sido ocupado durante bastante tiempo, esperar alrededor de 2 horas, si no, entre 10 a 15 minutos hasta que la señal se encuentre estable. Luego, para utilizar el sensor es necesario hacer una calibración lineal entre una solución saturada en oxígeno y otra solución anóxica. Para obtener una solución saturada es necesario bombear aire a un recipiente lleno de agua (del mismo lugar en donde se realizarán las mediciones) durante 5 minutos aproximadamente. Luego de que ya no existan burbujas, se realiza la medición. Finalmente, el segundo punto de la calibración se obtiene introduciendo el sensor en los sedimentos 4 a 5 mm hasta llegar a la zona anóxica. Cabe mencionar que la solución anóxica también se puede obtener mezclando agua con sulfito de sodio.

Perfiles de Oxígeno Disuelto

Para cada perfil de oxígeno se considera un medición de alrededor de 1 cm, poniendo énfasis en poder caracterizar las condiciones de mezcla completa lejanas a la interfaz y condiciones anóxicas dentro de los sedimentos.

Para ello, se programa la secuencia de la posición del sensor a través del software (SVN.v6) partiendo alrededor de 2 mm a 3 mm sobre la interfaz, la cual es determinada por reconocimiento visual. El espaciamiento entre cada punto del perfil de concentraciones es de 160 μm .

Para cada uno de los puntos del perfil a medir se debe realizar el siguiente procedimiento:

- Posicionar el microperfilador en la posición deseada con el brazo robótico.
- Medir y almacenar la concentración de oxígeno durante 90 segundos a una frecuencia de 1 Hz, para luego procesar la serie de tiempo seleccionando 60 segundos de medición para cada posición.

Se recomienda que para el primer punto del perfil se programe un tiempo mayor a 90 segundos para dar un lapso de tiempo entre la ejecución de software encargado de la posición del sensor y el programa de almacenamiento de datos de la concentración de oxígeno. Con esta recomendación es posible relacionar las posiciones del sensor con las concentraciones correspondientes.

Variación Temporal de Concentraciones

Para medir la variación temporal de las concentraciones de oxígeno disuelto, se sigue el siguiente procedimiento:

- Colocar el sensor OX-25 en la posición deseada.
- Esperar 15 min para que la concentración se encuentra estable.
- Medir la concentración 1 min con luz prendida, para luego ser apagada.
- Medir durante 1 min sin luz.
- Repetir la secuencia para cada posición.

4.2.3. Mediciones de Salinidad y Temperatura

Para utilizar el sensor TetraCon 925 para realizar mediciones, es necesario hacer los siguientes pasos:

- I. Conectar la célula de conductividad al instrumento.
- II. Calibrar el instrumento de medición o verificar la constante celular asignada.

En el caso de que la constante celular no se encuentre correcta, se procede a calibrar el instrumento a través de los siguientes pasos:

- I. Presionar la tecla <CAL>.
- II. Sumergir el sensor en la solución estándar 0.01 mol/KCl.
- III. Presionar <RUN/ENTER> y esperar hasta que la medición se estabilice. El instrumento archiva en la memoria automáticamente el valor de la constante celular.
- IV. Con <M> cambiar al modo de medición

Para realizar las mediciones se coloca el sensor en la columna de agua cercano a los sedimentos y se almacenan los datos en un computador cada 30 seg.

4.2.4. Microcalicatas y Observación en Microscopio

Para poder extraer una muestra de los primeros milímetros de sedimentos (5 a 6 mm), se monta el capilar de vidrio en el brazo robótico y se entierra en el sector deseado, luego se tapa con plasticina el extremo superior del mismo y se eleva el capilar sacando la muestra (Figura 4.6)

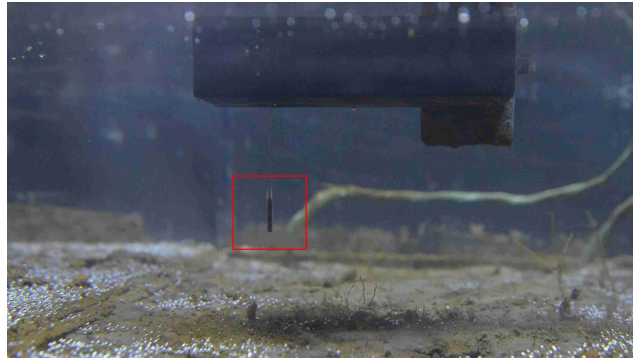


Figura 4.6: Extracción de los primeros milímetros de sedimentos. Dentro del cuadrado rojo se observa la muestra de sedimentos extraída, la cual tienen alrededor de 7mm de longitud.

Luego, el capilar con la muestra es llevado para ser observado en una lupa con el objetivo de 2X, con el que se determina el espesor de la capa de algas identificando cambios en el color de la muestra.

Finalmente, para la observación en microscopio, el sedimento es sacado del capilar a través del vaciamiento de pequeñas cargas u horizontes del mismo sobre un portaobjetos, generando así distintos *dots* con las carga/horizontes (Figura 4.7).

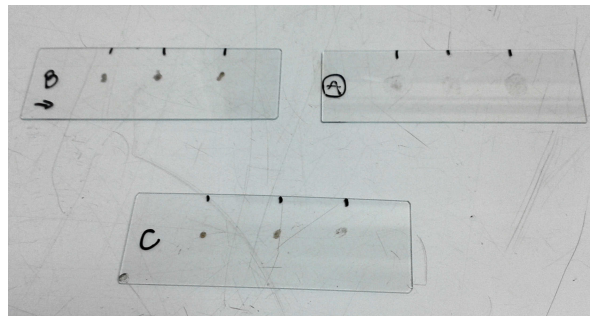


Figura 4.7: Método de separación de la muestra para análisis en microscopio.

4.3. Procesamiento de Datos de OD

4.3.1. Perfiles de Oxígeno Disuelto

Cada uno de los perfiles se construye promediando los 60 segundos de medición para cada una de las posiciones del microperfilador.

La metodología de cálculo consiste en ajustar un polinomio de primer orden a las concentraciones en las posiciones $i - 1, i, i + 1$, en donde:

$$C_i = B_i z + A_i \quad (4.1)$$

Luego, realizando un balance de masa para la posición i y un volumen de control entre z_{i-1} y z_{i+1} se tiene que el término fuente de la Ec. (2.18) se calcula a través de:

$$p_i - r_i = \frac{\phi D_s}{z_{i-1} - z_{i+1}} (B_{i+1} - B_{i-1}) \quad (4.2)$$

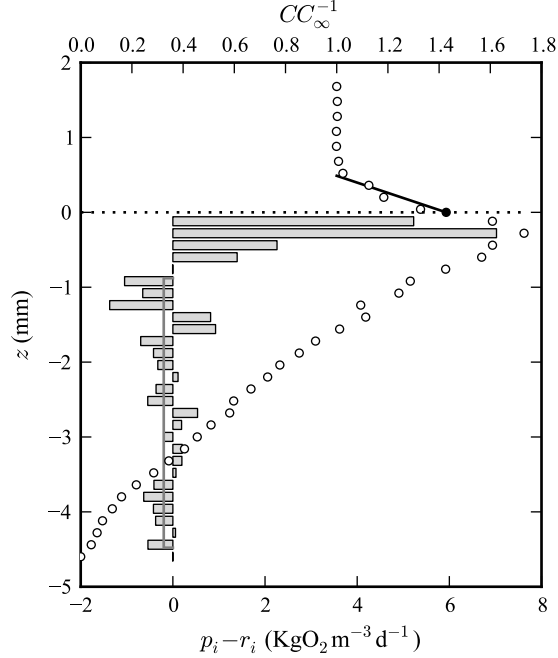


Figura 4.8: Ejemplo de perfil de OD procesado. Los círculos blancos son las concentraciones de oxígeno disuelto, las barras grises son el término $p_i - r_i$, la línea negra es la recta que define el flujo en la subcapa difusiva y la línea gris es el promedio de las tasas fuera de δ_p , correspondiente a r_2 .

La interfaz agua-sedimentos se determina manualmente, identificando en donde el término B_i es máximo y $p_i - r_i$ es cero (B_{int} y $p_{int} - r_{int}$ respectivamente). La zona fotosintéticamente activa (δ_p) para el caso de luz prendida se determina manualmente como la zona en donde predomina que $p_i - r_i \geq 0$ bajo la interfaz, mientras que para el caso de luz apagada, se considera que es igual al promedio de lo obtenido en los perfiles con luz. La concentración en los sedimentos se obtiene evaluando la recta seleccionada del flujo en la interfaz $C_s = B_{int}h_{int} + A_{int}$. El flujo se calcula utilizando la ecuación (2.8), por el lado del agua, y por el lado de los sedimentos:

$$J = \phi D_s \left. \frac{\partial C}{\partial z} \right|_{z^-} \quad (4.3)$$

con lo que se obtiene que:

$$J = \frac{\phi D D_s}{\phi D_s + D} (B_{int} + B_{int+1}) \quad (4.4)$$

$$k = \frac{J}{C_\infty - C_s} \quad (4.5)$$

$$P_{ef} = (p_1 - p_0) \frac{z_1 - z_0}{2} + (p_n - p_{n-1}) \frac{z_n - z_{n-1}}{2} + \sum_{i=1}^{n-1} (2p_{i+1} - p_i) (z_{i+1} - z_i) \quad (4.6)$$

donde C_∞ es definido manualmente, P_{ef} es la tasa de producción de oxígeno efectiva, correspondiente al OD que no es consumido en la zona de microalgas, y $D_s = \phi D$ donde D es el coeficiente de difusión molecular de oxígeno corregido por salinidad y temperatura del agua. Es importante mencionar que el coeficiente de difusión molecular de oxígeno (D) es corregido por la temperatura del agua.

Debido a que para procesar los perfiles con luz apagada es necesario haber determinado el valor de δ_p , primero se procesan los perfiles con luz encendida.

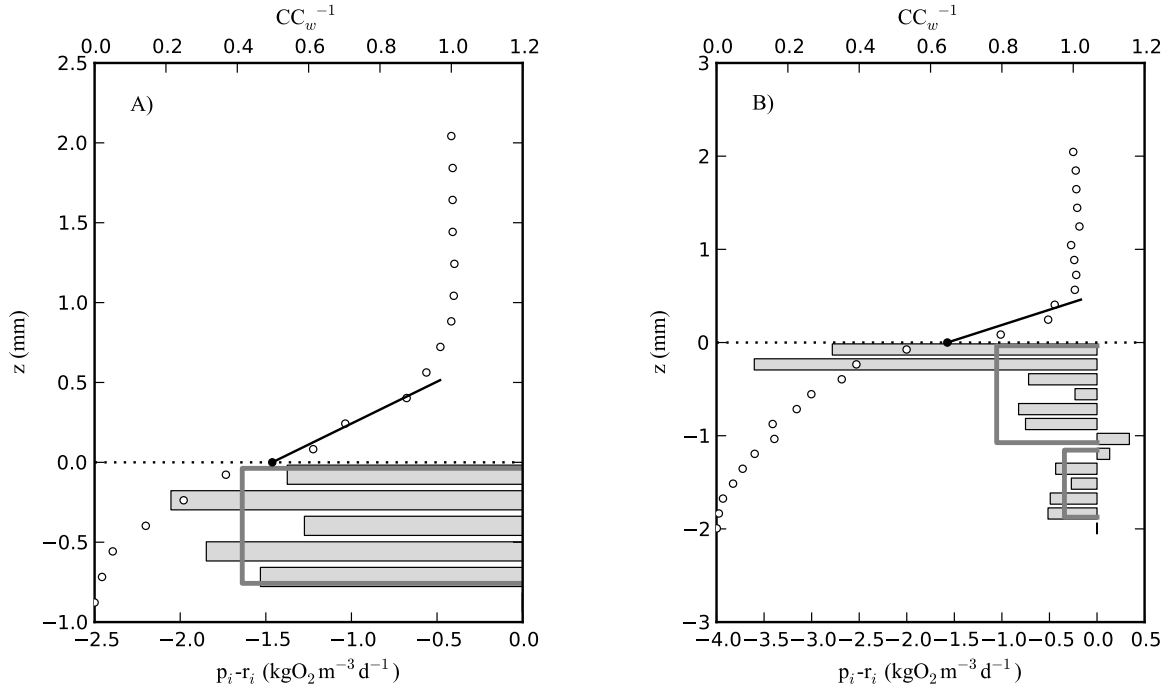


Figura 4.9: Ejemplo de perfiles de OD sin luz procesados. A) Perfil con sólo una zona de consumo y B) Perfil con dos zonas. Los círculos blancos son las concentraciones de OD, las barras grises son el término $p_i - r_i$, la línea negra es la recta que define el flujo en la subcapa difusiva y las líneas grises son la zonas correspondientes a las distintas tasas de consumo.

4.3.2. Variación Temporal de OD

Para calcular las tasas de producción de oxígeno se utiliza la metodología propuesta por Revsbech *et al.* (1981), en donde, para cada una de las profundidades medidas, las tasas se calculan ajustando una recta ($C(t) = a_i t + b_i$) a los primeros 10 segundos de medición luego de haber cortado la luz, con lo que se tiene que:

$$p_i = a_i \quad (4.7)$$

Cabe mencionar que para considerar que la medición estuviera realizada en la zona de microalgas, se analiza si es que no hay un tiempo de espera (“lag”) para observar un cambio en

la concentración luego de cortar la luz. Además, se calcula la pendiente de la concentración 10 segundos antes de cortar la luz, y con ello dar cuenta de que el cambio viene dado por la detención de producción de oxígeno por parte de las microalgas.

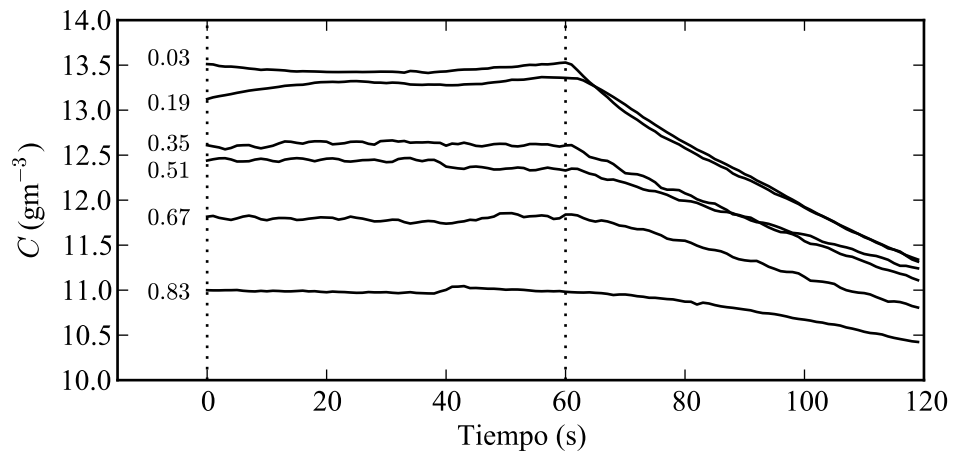


Figura 4.10: Medición continua de las concentraciones de oxígeno para cinco profundidades realizadas para la configuración de velocidad del viento de 1.6 ms^{-1} y profundidad del agua de 5 cm. El número en las curvas indica la distancia en milímetros bajo la interfaz agua-sedimentos.

Capítulo 5

Análisis de Resultados

5.1. Modelo Conceptual

Generalmente los estudios de transporte de oxígeno en la interfaz agua-sedimentos se han realizado para el caso en donde sólo existe consumo de parte de estos últimos (O'Connor y Hondzo, 2008; Røy *et al.*, 2004; Hondzo *et al.*, 2005; Steinberger y Hondzo, 1999; Jørgensen y Revsbech, 1985). Sin embargo, incluir en el análisis la producción primaria béntica requiere considerar que ésta ocurre en una capa muy delgada de la interfaz agua-sedimento (Jørgensen *et al.*, 1983; Reihner *et al.*, 2005), causada principalmente por la necesidad de luz para los procesos fotosintéticos. Por lo tanto, la fuente de OD causado por producción primaria, P (flujo másico de OD por unidad de tiempo y superficie de sedimento), puede ser representada matemáticamente como un término fuente distribuido a través de primeros los milímetros de sedimentos (δ_p , zona fotosintéticamente activa).

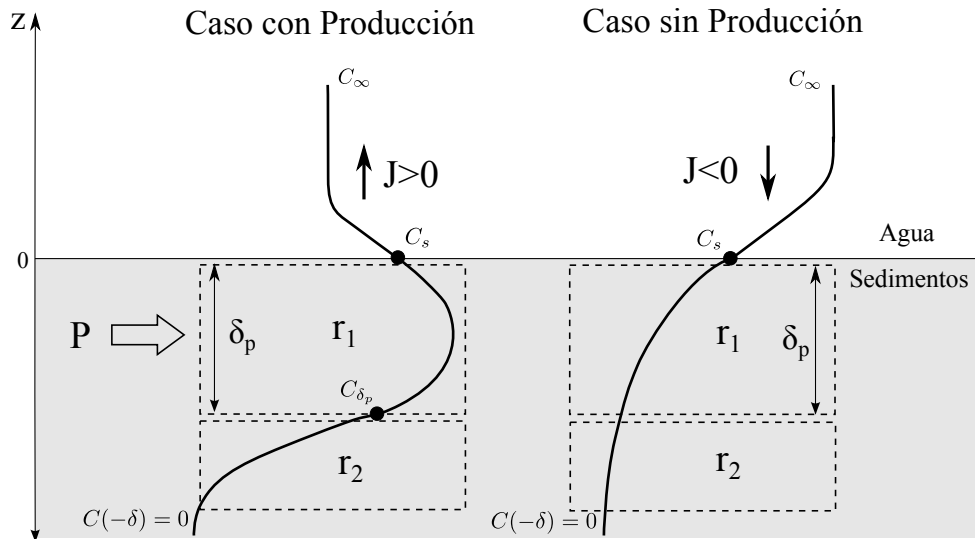


Figura 5.1: Esquema conceptual para el transporte de oxígeno a través de la interfaz agua-sedimentos.

Por otra parte, en la capa de microalgas ocurren 2 procesos asociados al consumo de oxígeno disuelto: las respiración de los microorganismos fotosintéticos y bacterias, y el consumo de O_2 por reacciones químicas inorgánicas, los que son independientes de la luz. Por lo tanto, en el espesor δ_p se considera una tasa de consumo homogénea (r_1) distinta a la existente fuera de esta zona, la cual sólo está asociada a las tasas de degradación de materia orgánica por parte de bacterias, protozoos y reacciones químicas (r_2) (ver Figura 5.1). Finalmente, en la zona fotosintéticamente activa, se agregan tasas de producción variables con la profundidad causada por cambios en la intensidad de luz a través de los sedimentos ($p(z)$) para el caso de luz encendida.

Realizando un balance de masa, utilizando como volumen de control el espesor δ_p y las consideraciones realizadas por Nakamura y Stefan (1994) para calcular el consumo fuera de esta zona, se tiene que la producción integrada en la vertical, P , se expresa como:

$$P = r_1\delta_p + J + \sqrt{2\phi D_s r_2 C_{\delta_p}} \quad (5.1)$$

donde el primer término se relaciona con el consumo en la zona fotosintéticamente activa, J el flujo difusivo hacia la columna de agua y el tercer término es el flujo difusivo hacia los sedimentos bajo el espesor δ_p .

Para poder relacionar la concentración $C(z = -\delta_p) = C_{\delta_p}$ con la concentración en los sedimentos, C_s , es necesario solucionar la Ec. (2.18). Para poder calcular la producción integrada en la vertical, es necesario conocer como varían las tasas de producción en la profundidad y la relación que existe entre la intensidad y color de la luz con la eficiencia de los procesos metabólicos de cada microorganismo, y debido a que no se posee esta información, se procede a considerar esta variabilidad a través de la siguiente relación:

$$\int_0^{-\delta_p} \int_0^z p(z) dz dz = \frac{\alpha P \delta_p}{2} \quad (5.2)$$

donde α es una constante experimental que da cuenta de la variabilidad de las tasas de producción y la forma que estas tienen en función de la profundidad. Es importante destacar que si se considera que la tasa de producción es homogénea se tiene que $\alpha = 1$. Por otra parte, para las tasas de consumo se tiene que:

$$\int_0^{-\delta_p} \int_0^z r(z) dz dz = \frac{r_1 \delta_p^2}{2} \quad (5.3)$$

es decir, se considera una tasa de producción homogénea en la vertical. Luego, bajo estas consideraciones, se soluciona la Ec.(2.18), en donde:

$$C_{\delta_p} = -\frac{(\alpha P - r_1 \delta_p)}{2\phi D_s} \delta_p + \frac{J}{\phi D_s} \delta_p + C_s \quad (5.4)$$

Por lo tanto, reemplazando la Ec. (5.4) en la Ec. (5.1) se obtiene:

$$C_s = \frac{(P - J)^2 - P(P - P_{ef}) + \Delta r \delta_p (2J - P_{ef}) - (1 - \alpha) r_2 \delta_p P}{S_2} \quad (5.5)$$

donde $S_2 = 2\phi D_s r_2$, $\Delta r = (r_1 - r_2)$ y $P_{ef} = P - r_1 \delta_p$. Finalmente, si se reemplaza la ecuación anterior en la Ec.(2.8), se obtiene un polinomio de segundo orden, cuya solución está dada por:

$$J = \frac{S_2}{2} \left[\left(\frac{1}{k} + 2 \frac{P_a}{S_2} \right) - \sqrt{\left(\frac{1}{k} + 2 \frac{P_a}{S_2} \right)^2 - 4 \left(\frac{P_a P_{ef}}{S_2^2} - \frac{C_\infty}{S_2} - (1 - \alpha) \frac{r_2 \delta_p P}{S_2^2} \right)} \right] \quad (5.6)$$

donde $P_a = P - \Delta r \delta_p$. En el caso en el que se tiene un producción efectiva menor a cero, situación que puede ser generada por una baja intensidad de luz, es necesario generar una zona con una tasa de consumo promedio:

$$r_3 = r_1 - \alpha \frac{P}{\delta_p} \quad (5.7)$$

Luego, a través del mismo procedimiento que en el caso anterior se tiene que:

$$J = \frac{S_2}{2} \left[\left(\frac{1}{k} - \frac{2\Delta r_2 \delta_p}{S_2} \right) - \sqrt{\left(\frac{1}{k} - \frac{2\Delta r_2 \delta_p}{S_2} \right)^2 + 4 \left(\frac{C_\infty}{S_2} + \frac{r_3 \delta_p^2 \Delta r_2}{S_2^2} \right)} \right] \quad (5.8)$$

donde $\Delta r_2 = r_3 - r_2$. Tanto en este caso ($P_{ef} \leq 0$) como cuando no hay producción, la condición de $C = 0$ puede encontrarse dentro de δ_p , por lo tanto:

$$J = \frac{S_i}{2} \left[\left(\frac{1}{k} \right) - \sqrt{\left(\frac{1}{k} \right)^2 + 4 \frac{C_\infty}{S_i}} \right] \quad (5.9)$$

En donde el subíndice i es igual a 3 cuando se tiene producción e i = 1 si no hay producción.

El procedimiento para realizar el cálculo del flujo a través de la interfaz, conociendo las propiedades hidrodinámicas (k), la concentración en el agua (C_∞) y las características de producción y consumo en los sedimentos (r_1 , r_2 , P , δ_p), es el siguiente:

- Si $P_{ef} > 0$ se evalúan los parámetros en la Ec. (5.6)
- Si $P_{ef} \leq 0$ se utiliza la Ec. (5.8) y se analizan los siguientes casos
 - Si $|J|/r_3 \leq \delta_p$, entonces se tiene que el flujo está solamente influenciado por r_1 y se utiliza la Ec. (5.9)
 - Si $|J|/r_3 > \delta_p$, el flujo de oxígeno esta influenciado por la zona bajo δ_p y su valor se calcula a través de la Ec. (5.8).

5.2. Análisis de Resultados Experimentales

5.2.1. Análisis Diagrama Adimensional

Para analizar si el flujo de oxígeno está condicionado por los efectos hidrodinámicos o biológicos (tasas de producción/consumo), se adimensionaliza el flujo a través de la interfaz agua-sedimentos (J) desarrollada anteriormente, con la que se construye la curva $J(S_1 C_\infty)^{-1/2}$

en función de $k^* = kC_\infty(S_1C_\infty)^{-1/2}$, para diferentes $P^* = P(S_1C_\infty)^{-1/2}$ (Figura 5.2A). Utilizando un espesor de la zona fotosintéticamente activa $\delta_p = 1\text{mm}$, $\alpha = 1,4$, $r_1 = 2000$ ($\text{gO}_2\text{m}^{-3}\text{d}^{-1}$) y $r_2 = 200$ ($\text{gO}_2\text{m}^{-3}\text{d}^{-1}$), se observa que el flujo a través de la interfaz agua-sedimentos (J) se encuentra limitado por difusión mecánica por el lado del agua cuando k^* es pequeño, con lo que se tiene que:

$$J \approx 0 \approx \begin{cases} k(P_a P_{ef} S_2^{-1} - C_\infty - (1 - \alpha)r_2 \delta_p P S_2^{-1}) & \text{si } P_{ef} > 0 \\ -k(r_3 \Delta r_2 \delta_p^2 S_2^{-1} + C_\infty) & \text{si } P_{ef} \leq 0 \text{ y } |J|/r_3 > \delta_p \\ -k(r_1^2 \delta_p^2 S_1^{-1} + C_\infty) & \text{si } P_{ef} \leq 0 \text{ y } |J|/r_3 \leq \delta_p \end{cases} \quad (5.10)$$

Por otro lado, para valores grandes de k^* , el flujo se encuentra determinado por las tasas a las cuales se produce y se consume oxígeno en los sedimentos, en donde:

$$J \approx \begin{cases} P_a - \sqrt{P_a^2 + S_2 C_\infty - P_a P_{ef} - (1 - \alpha)r_2 \delta_p P} & \text{si } P_{ef} > 0 \\ -2\Delta r_2 \delta_p - \sqrt{(2\Delta r_2 \delta_p)^2 + S_2 C_\infty + r_3 \Delta r_2 \delta_p^2} & \text{si } P_{ef} \leq 0 \text{ y } |J|/r_3 > \delta_p \\ -\sqrt{S_1 C_\infty} & \text{si } P_{ef} \leq 0 \text{ y } |J|/r_3 \leq \delta_p \end{cases} \quad (5.11)$$

Es importante hacer notar que el parámetro k^* toma en cuenta no sólo las características hidrodinámicas en el cuerpo de agua, si no que la relación que existe entre el coeficiente de transferencia y la tasa de consumo máxima presente en los sedimentos.

Por otra parte, para analizar el comportamiento de la ecuación (5.6) se grafica la diferencia entre la interfaz agua-sedimentos y la distancia cuando la concentración de OD es cero (δ), con el espesor de la zona fotosintéticamente activa (δ_p) (Figura 5.2B). Además se analiza el comportamiento de la concentración en los sedimentos (C_s) respecto a la concentración fuera de la subcapa difusiva (Figura 5.2C).

En la Figura 5.2B se tiene que para $P^* = 0$, la zona anóxica se alcanza dentro de δ_p ; mientras que para $P^* = 0,5$ se tiene que para $k^* = 0,2$ se alcanzan las condiciones anóxicas fuera de la zona fotosintéticamente activa, combinándose ambas tasas de consumo. Para el resto de los valores de P^* , se tiene que $\delta \geq \delta_p$. Por otra parte, se observa que la variación de δ se debe a los cambios producidos en el flujo a través de la interfaz agua-sedimentos, es decir, para los casos en donde $J > 0$, el valor de δ disminuye al aumentar el valor del coeficiente de transferencia. Este efecto se debe que el oxígeno es extraído de los sedimentos a una mayor tasa y es trasladado hacia el cuerpo de agua. Por el contrario, cuando $J \leq 0$, el flujo a través de la interfaz funciona como un sistema que “bombea” oxígeno en los sedimentos y que para ser totalmente consumido, se tiene que hacer en un espacio mayor.

En cuanto al comportamiento de la concentración de oxígeno disuelto en los sedimentos, se puede mencionar que para $J \leq 0$ se tiene que $C_s \leq C_\infty$ y que para flujos desde los sedimentos hacia el cuerpo de agua $C_s \geq C_\infty$. Además, se tiene que mientras aumenta k^* disminuye la diferencia entre la concentración en los sedimentos y el cuerpo de agua. Este proceso se debe a que las diferencias en las concentraciones disminuyen para compensar el aumento del coeficiente de transferencia y así mantener el flujo J constante.

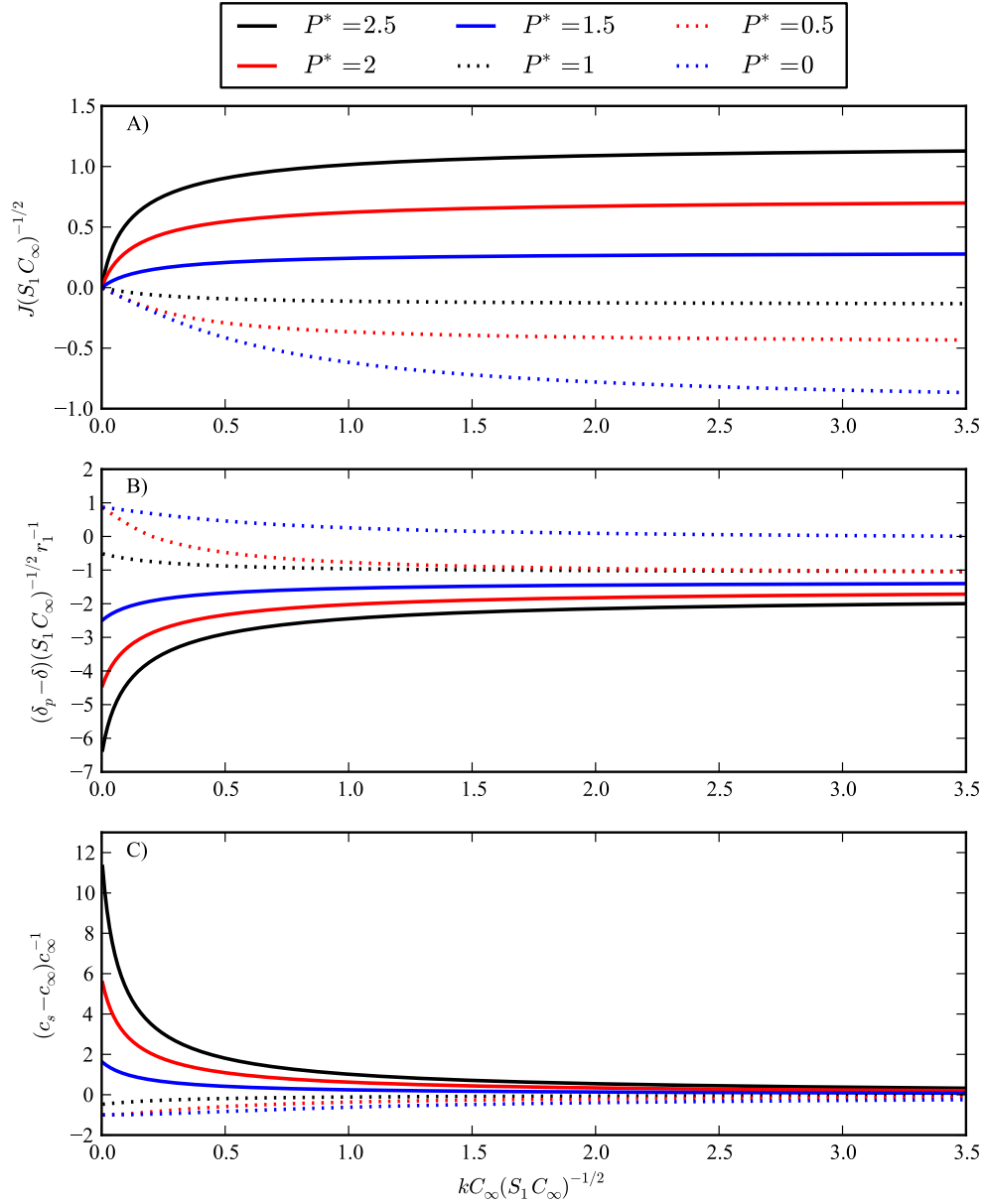


Figura 5.2: Diagramas adimensionalizados para diferentes tasas de producción en función de $k^* = kC_\infty(S_1C_\infty)^{-1/2}$. A) Flujo a través de la interfaz agua-sedimentos adimensionalizado. B) Diferencia de largo del perfil de oxígeno (δ) y la zona fotosintéticamente activa (δ_p) adimensionalizado. C) Diferencia entre la concentración de OD en los sedimentos y el cuerpo de agua.

5.2.2. Resultados de las Microcalicatas

Uno de los objetivos para realizar las microcalicatas, es poder determinar de forma visual el espesor de la capa de microalgas y compararlo con el calculado a través de los perfiles. En la Figura 5.3 se observa que la capa de microalgas tiene un color verde oscuro y que

tiene un espesor de 1.1 mm, mientras que la zona bajo esta capa tiene un color café oscuro correspondiente a sedimentos reducidos.

Por otra parte, analizando las muestras bajo microscopio, se observa que la capa de microalgas está compuesta principalmente de diatomeas (*Amphora spp*, *Navícula spp*, *Cymbella spp*) y cianobacterias filamentosas (Figura 5.4). En cuanto a la distribución de microorganismos en los sedimentos, se observa que en la primera capa se encuentran la mayor cantidad de microalgas, mientras que en sectores más profundos va disminuyendo la densidad de las mismas. A pesar de esto, desde la capa B) hasta la E) se observan algunas microalgas, las cuales pueden generar cambios en las concentraciones de oxígeno, tal como se muestra en las variaciones de las tasas de consumo/producción fuera de la zona fotosintéticamente activa calculadas a partir de los perfiles de OD. Esta distribución de microorganismos puede ser causada por la competencia de distintos nutrientes y por las diferentes intensidades de luz en los sedimentos.

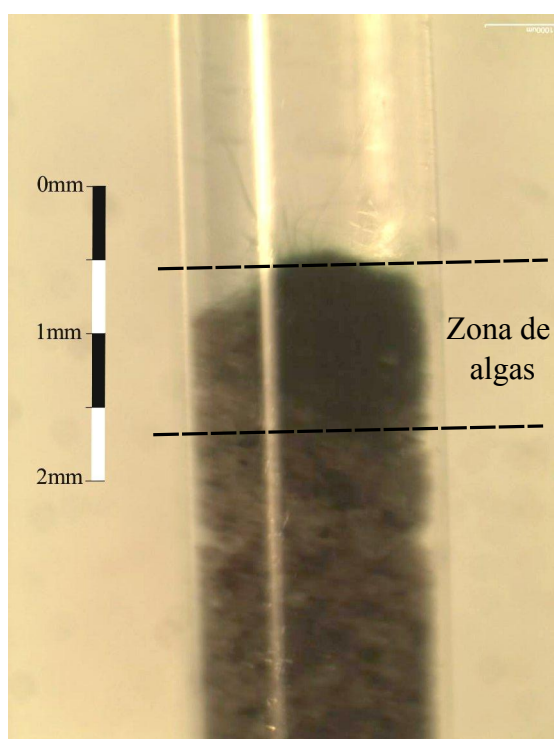


Figura 5.3: Muestra de los primeros milímetros de los sedimentos dentro de la calicata.

Cabe mencionar que dentro de toda la muestra se observó gran cantidad de bacterias y algunos protozoos, los cuales, en conjunto con tasas de mineralización y diagénesis de materia orgánica particulada (Arega y Lee, 2005), producen una demanda de oxígeno en los sedimentos.

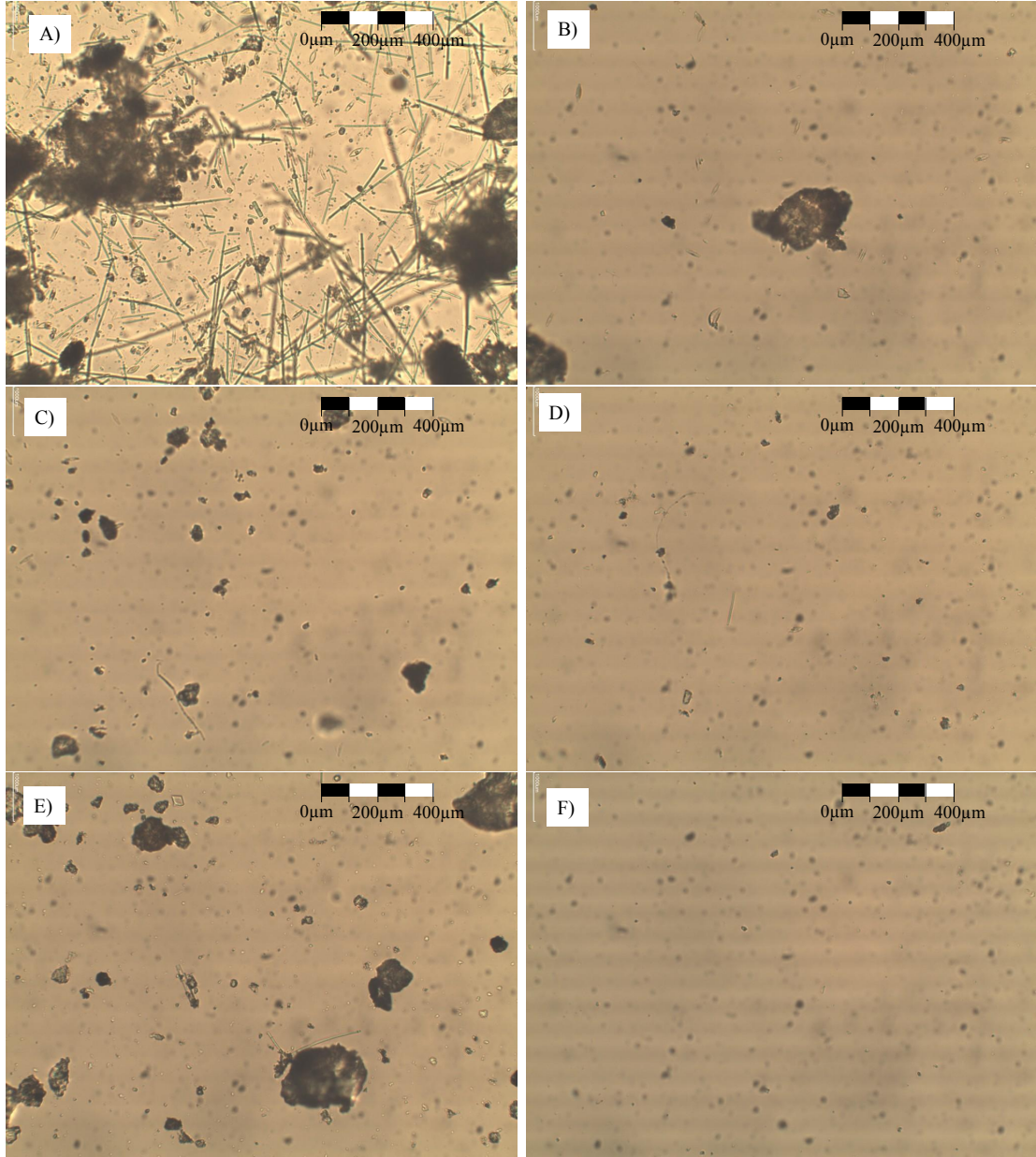


Figura 5.4: Fotografías representativas de cada capa de la muestra de los sedimentos. Las fotografías se encuentran desde la capa mas superficial A), a la capa mas profunda F).

5.2.3. Resumen de Resultados Experimentales

Para cada una de las condiciones experimentales definidas en la Tabla 4.2 se realizaron las mediciones de salinidad (Sal) y temperatura (T) las cuales se detalla en las Tablas A.1 y A.3 en la sección Anexos. Se observa que ambos parámetros se mantienen relativamente constantes, en donde $T=24.49\pm 0.21$ °C y $Sal=0.88\pm 0.01$ ppt, por lo cual, ni la salinidad ni la temperatura tendrían influencia en los cambios en el transporte de oxígeno disuelto y el metabolismo de los microorganismos para cada experimento. Además, para cada experiencia se realizaron perfiles de viento, con los que se obtiene la velocidad de corte u_{*w} [0-0.22 cms^{-1}] calculadas a partir del ajuste logarítmico del perfil de velocidades (ver detalle en las Tablas A.1 y A.3 y Figuras A.1 y A.2 del capítulo de Anexos).

Por otra parte en la Figura 5.5A se observan diferentes tasas de consumo obtenidas para cada uno de los perfiles, en donde se valida la idea de que existen dos zonas con diferentes tasas (r_1 y r_2) y además, que la tasa asociada a la capa de microalgas es mayor a la existente fuera de ella. Por otra parte, se aprecia que existe una gran varianza en el valor de ambas tasas de consumo (Tabla 5.1), lo que se puede asociar a diferentes concentraciones de microorganismos en los puntos medidos, errores en las concentraciones del perfil de OD y el efecto producido al utilizar un espesor de la capa de algas promedio para el procesamiento de los perfiles sin luz. Finalmente, se puede mencionar que las tasas de consumo no tienen una relación clara con cambios en la hidrodinámica representadas por el número de Sherwood ($Sh = khD^{-1}$).

Tabla 5.1: Valores promedio y desviación estándar (σ) de las tasas de consumo.

Tasas	Promedio ($\text{gO}_2\text{m}^{-3}\text{d}^{-1}$)	σ ($\text{gO}_2\text{m}^{-3}\text{d}^{-1}$)	Porcentaje de Variación (%)
\bar{r}_1	1277.56	673.54	52.72
\bar{r}_2	231.09	105.64	45.71

En cuanto a los valores de la zona fotosintéticamente activa (Fig:ResB) se obtiene un valor promedio de $\delta_p = 0.96$ mm y que no varía en función de Sh . Por otra parte, se calcula el espesor de la capa de microalgas (δ_a) la cual queda determinada manualmente como la distancia entre la interfaz y la profundidad asociada a cuando $p_i - r_1 + r_2 = 0$. Bajo esta metodología, se obtiene que la capa de algas tiene un valor promedio de $\delta_a = 1.13$ mm, con lo que se tiene que $\delta_a \approx 1.2\delta_p$ (ver detalle en Tabla A.2). Debido a que el espesor calculado a través de la calicata es de 1.1 mm, se puede mencionar que los perfiles de oxígeno disuelto reflejan lo que efectivamente hay en los sedimentos.

En la Figura 5.5C se observa que la concentración fuera de la subcapa difusiva es igual a la concentración de saturación. Cabe mencionar que los casos en que $C_\infty C_{sat}^{-1} \geq 1$ puede deberse a la existencia de un flujo de oxígeno desde el cuerpo de agua hacia la atmósfera, como también a errores en la medición causados por alguna burbuja y/o a la calibración del instrumento.

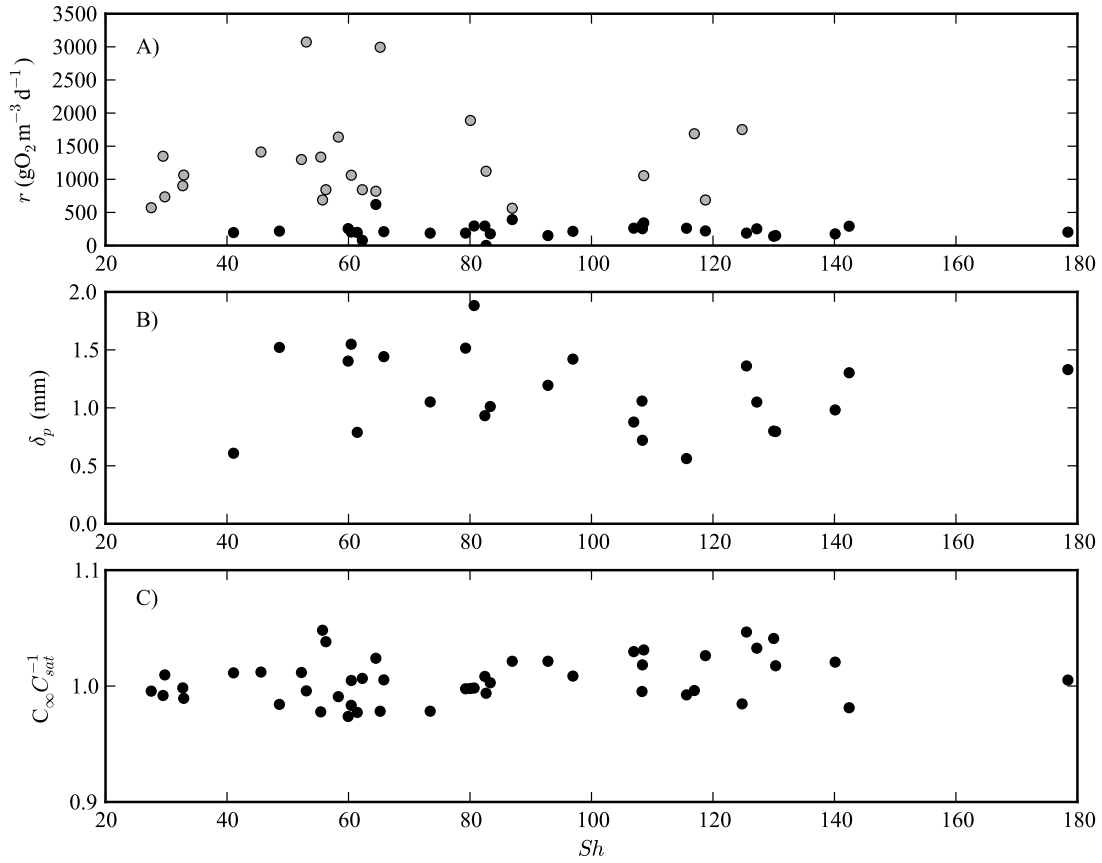


Figura 5.5: Resultados experimentales para las diferentes configuraciones ($Sh = khD^{-1}$). A) Tasas consumo para los diferentes experimentos. Los círculos grises son las tasas de consumo r_1 y los negros r_2 . B) Espesor de la zona fotosintéticamente activa. C) Cuociente entre la concentración fuera de la subcapa difusiva y la concentración de saturación en el cuerpo de agua.

Por otra parte, las tasas de producción de oxígeno netas producto de la fotosíntesis ($p_{a_i} = p_i - r_i + \bar{r}_1 + r_2$) calculadas a partir de los perfiles de oxígeno, son del mismo orden de magnitud que las tasas de producción calculadas a través de la metodología propuesta por Revsbech *et al.* (1981) (Figura 5.6). Además, se observan dos efectos asociados al comportamiento de las microalgas, el primero es que bajo ambas metodologías se observa un decaimiento de la producción en función de la profundidad y el segundo, es que tanto en las Figuras 5.6A y B, hay una disminución en las tasas fotosintéticas en la parte superficial del perfil. El primer efecto puede ser causado por la disminución de la luz a través de los sedimentos, en cambio el segundo puede deberse a que la cantidad de luz en la superficie de los sedimentos es mayor que el óptimo para los microorganismos de la capa de algas, pero para comprobar este fenómeno se requiere mayor información.

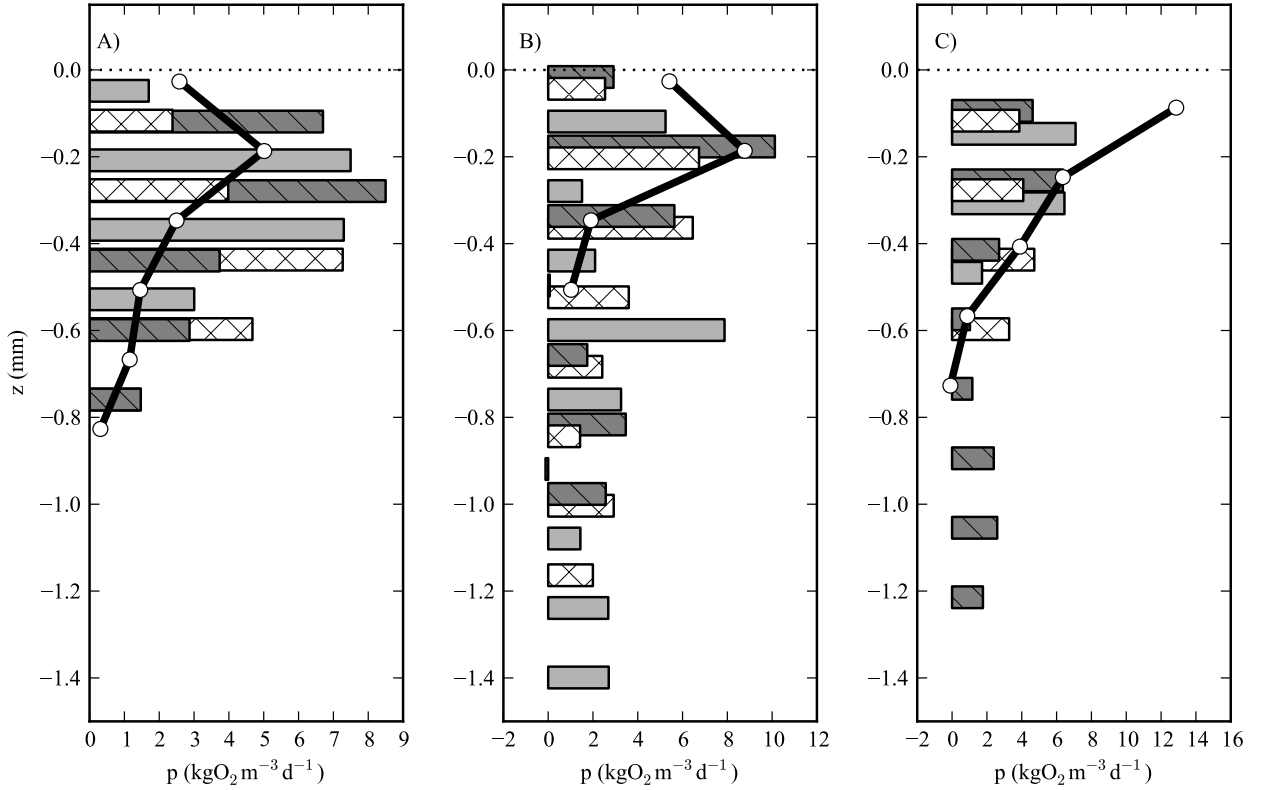


Figura 5.6: Tasas de producción medidas a través de las distintas metodologías experimentales. La línea negra corresponde a las tasas de producción medidas a través de la metodología por Revsbech *et al.* (1981) y las barras son las tasas calculadas a través de balances de masas en cada punto del perfil. Los colores de cada barra se asocian a cada repetición de perfil de OD por configuración. El panel A) corresponde a la configuración H5V20LP, el B) H5V30LP y el C) H5V40LP.

Finalmente, en la Figura 5.7 se observan los flujos medidos para cada uno de los perfiles realizados, en donde se tienen flujos desde el cuerpo de agua hacia los sedimentos ($J \leq 0$) y desde los sedimentos hacia el cuerpo de agua ($J \geq 0$). La condición necesaria para entregar oxígeno hacia el cuerpo de agua es que $P_a P_{ef} + (\alpha - 1) r_2 \delta_p P \geq S_2 S_\infty$. Por otra parte, se tiene una gran variabilidad de los flujos medidos, en donde se obtienen valores de $1 \leq P_{ef} \leq 3$, $-2 \leq J \leq 2$ y $-2 \leq SOD \leq 0$; los valores promedio y su respectiva desviación estándar se observan en la Tabla 5.2. Cabe mencionar que no se observan cambios de los flujos en función de la hidrodinámica (Sh).

Tabla 5.2: Resumen de valores promedio y desviación estándar para los diferentes flujos medidos para todos los perfiles de oxígeno disuelto.

Flujo	Unidad	Promedio	σ
P_{ef}	(gO ₂ m ⁻² d ⁻¹)	2.01	0.38
J_{cl}	(gO ₂ m ⁻² d ⁻¹)	1.23	0.39
J_{sl}	(gO ₂ m ⁻² d ⁻¹)	-1.28	0.28
SOD_{cl}	(gO ₂ m ⁻² d ⁻¹)	-0.90	0.11
SOD_{sl}	(gO ₂ m ⁻² d ⁻¹)	-1.19	0.32

cl: con luz
sl: sin luz

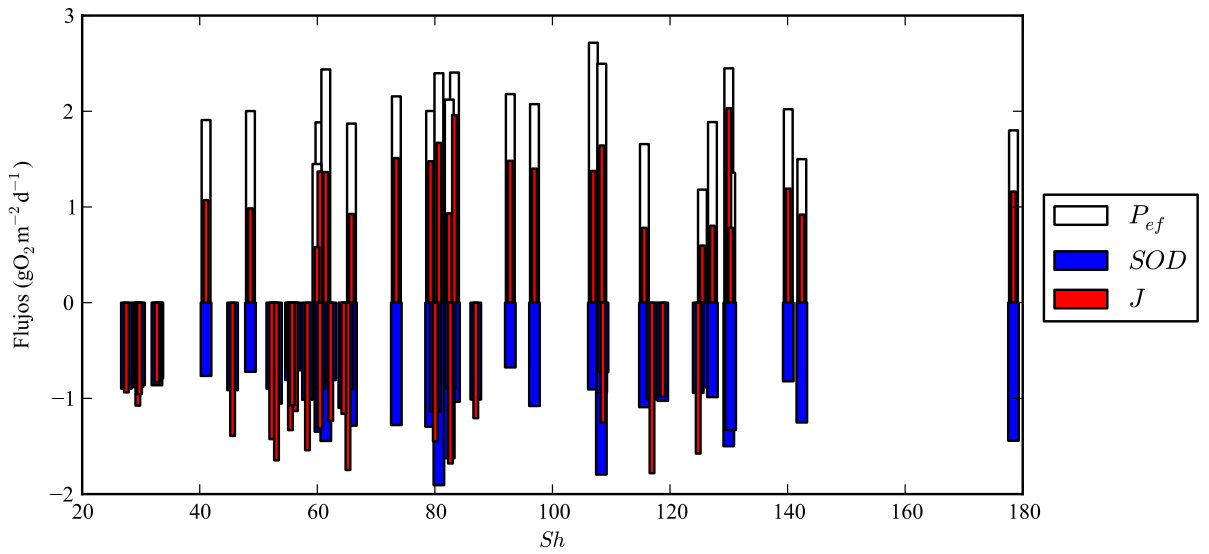


Figura 5.7: Flujos de oxígeno disuelto. Las barras blancas son la producción efectiva P_{ef} , las barras rojas son los flujos medidos a través de la interfaz agua-sedimentos y las barras azules son el consumo total (caso sin producción) y el consumo bajo δ_p (casos con producción).

5.2.4. Estimación del parámetro α

Para poder estimar el parámetro α se calculan ambos lados de la ecuación (5.2) para cada uno de los perfiles de oxígenos medidos con luz encendida, la cual se puede escribir de la siguiente manera:

$$f_p = \alpha \frac{P\delta_p}{2} \quad (5.12)$$

donde $f_p = \int_0^{-\delta_p} \int_0^z p(z) dz dz \approx \int_0^{-\delta_p} \int_0^z (p(z) - r(z)) dz dz + \frac{\bar{r}_1 \delta_p}{2}$ dentro de la zona fotosintéticamente activa ($z \in [0, -\delta_p]$). Por lo tanto, utilizando la Ec. (2.25) para estimar la pendiente del sistema propuesto en la Ec. (5.12) se obtiene que $\alpha = 1,46$.

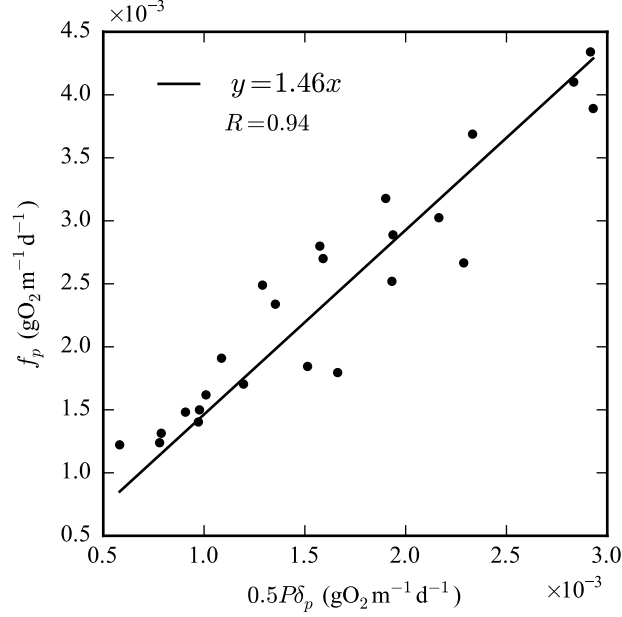


Figura 5.8: Relación para determinar el parámetro α .

Por otra parte, se analiza el comportamiento de esta estimación gráficamente (Figura 5.8) cuyo coeficiente de correlación $R = 0,94$. Tener una buena estimación de este parámetro permite considerar la variabilidad que tienen las tasas de producción en función de la profundidad. Cabe mencionar que $\alpha = 1,46$ sólo es válido para las condiciones experimentales utilizadas, es decir, las especies de microalgas presentes, la intensidad y las características de la extinción de la luz en los sedimentos.

Para poder determinar el intervalo válido para α , se estudia la variación de las tasas de producción ($p(z)$) en la profundidad. Para ello, si se considera que la tasa producción en los sedimentos ($p_t(z)$) tiene un decaimiento exponencial caracterizado por k_p , que en la superficie de los sedimentos ($p_t(0) = p_m$) y que $p_t(-\delta_p) = 0$, se obtiene que:

$$p_t(z) = \frac{p_m}{1 - e^{-k_p\delta_p}} (e^{k_p z} - e^{-k_p\delta_p}) \quad (5.13)$$

Con ello se obtiene que la producción integrada en la vertical (P_t) y la producción total en la vertical se pueden expresar matemáticamente como:

$$P_t = \frac{-p_m}{1 - e^{-k_p\delta_p}} \left(\frac{1}{k_p} (e^{-k_p\delta_p} - 1) + \delta_p e^{-k_p\delta_p} \right) \quad (5.14)$$

$$\int_0^{-\delta_p} \int_0^z p_t(z) dz dz = \frac{p_m}{1 - e^{-k_p\delta_p}} \left(\frac{1}{k_p^2} (e^{-k_p\delta_p} - 1) + \frac{\delta_p}{k_p} - \frac{\delta_p^2}{2} e^{-k_p\delta_p} \right) \quad (5.15)$$

Bajo este procedimiento se tiene que α puede ser estimado utilizando las ecuaciones

(5.12), (5.14) y (5.15), con lo que se obtiene que:

$$\alpha = \frac{\frac{1}{k_p^2} (e^{-k_p \delta_p} - 1) + \frac{\delta_p}{k_p} - \frac{\delta_p^2}{2} e^{-k_p \delta_p}}{\frac{-\delta_p}{2k_p} (e^{-k_p \delta_p} - 1) - \frac{\delta_p^2}{2} e^{-k_p \delta_p}} \quad (5.16)$$

Al estudiar el comportamiento de la Ec. (5.16) para distintos valores de la zona fotosintéticamente activa y del coeficiente de decaimiento exponencial, se tiene que:

$$\lim_{k_p \rightarrow \infty} \alpha(k_p, \delta_p) = 2 \quad (5.17)$$

$$\lim_{\delta_p \rightarrow \infty} \alpha(k_p, \delta_p) = 2 \quad (5.18)$$

$$\lim_{k_p \rightarrow 0} \alpha(k_p, \delta_p) = \frac{4}{3} \quad (5.19)$$

$$\lim_{\delta_p \rightarrow 0} \alpha(k_p, \delta_p) = \frac{4}{3} \quad (5.20)$$

Con ello se obtiene que $4/3 \leq \alpha \leq 2$ (Figura 5.9) con lo que se valida el valor de este parámetro obtenido experimentalmente. Es importante mencionar que si se considera una producción homogénea en la vertical se utiliza $\alpha = 1$.

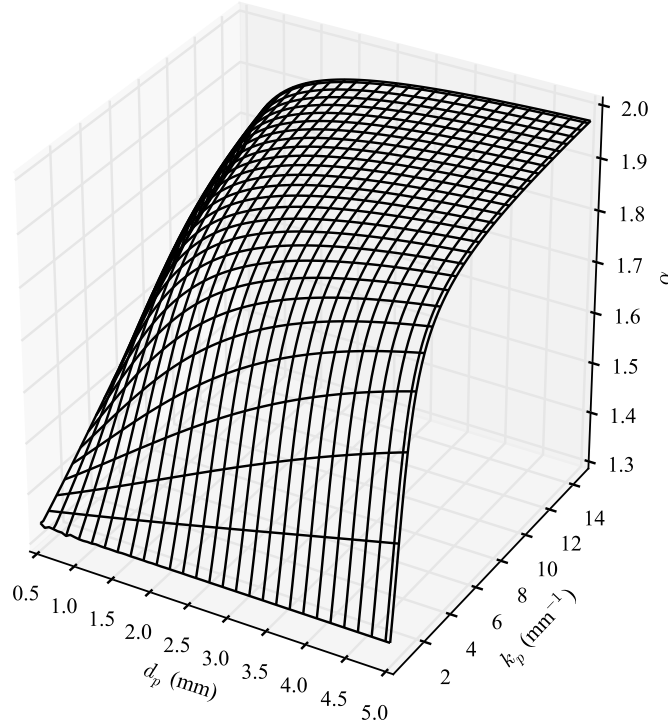


Figura 5.9: Método de estimación para determinar el intervalo válido para el parámetro α .

5.2.5. Validación Modelo de Transferencia de Masa

Para validar la metodología de cálculo y el modelo de transferencia de masa entre los sedimentos y el cuerpo de agua, se compara el flujo medido (J) a través de la Ec (4.3) y el flujo predicho J^P a través de la ecuación (5.8) (Figura 5.10A). Además, se analiza el comportamiento en forma separada para los casos con luz encendida (Figura 5.10B) y luz apagada (Figura 5.10C).

Para cada uno de los gráficos se calcula la pendiente para la relación: $Y = m_0X$, arrojando que en todos los casos $m_0 \approx 1$ y un coeficiente de correlación óptimo ($R \geq 0,85$) (ver Tabla 5.3). Por otra parte, se observa que el caso en que hay producción de oxígeno se tiene el peor coeficiente de correlación, lo que puede estar relacionado con el efecto de considerar más variables dentro de la ecuación (5.6), causando mayor variabilidad en el resultado.

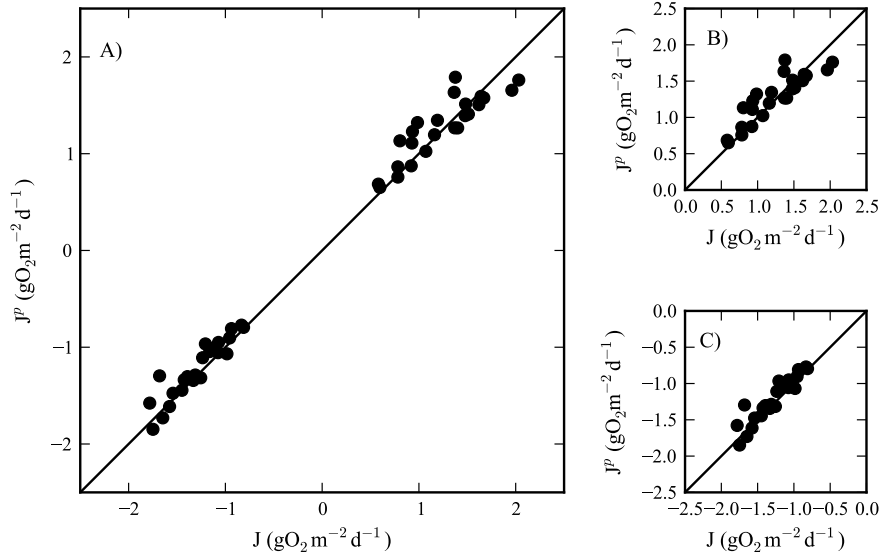


Figura 5.10: Comparación entre el flujo medido J y el flujo predicho J^P a través de la Ec.(5.6). A) Todos los casos medidos. B) Flujos con producción $J \geq 0$. C) Flujos sin producción $J \leq 0$.

Tabla 5.3: Resultados para la validación del modelo de transferencia de masa.

Caso	m_0	R
Luz encendida y apagada	0.98	0.99
Luz encendida	1.00	0.88
Luz apagada	0.95	0.92

Las diferencias entre el flujo medido y el predicho, pueden ser atribuidas a las simplificaciones realizadas, en particular, al hecho de que se consideran condiciones permanentes y homogéneas para todos los parámetros.

Capítulo 6

Conclusiones y Comentarios

En este trabajo se estudió el intercambio de oxígeno a través de la interfaz agua-sedimentos, considerando procesos de transferencia a ambos lados de la misma. Asimismo, se valida un modelo de transferencia de masa, el cual combina los efectos de la hidrodinámica, la producción, y dos zonas de consumo de oxígeno. Este modelo permite reflejar los casos en donde el flujo va desde el cuerpo de agua hacia los sedimentos ($J \leq 0$) y viceversa ($J \geq 0$), y además posibilita observar si este flujo está dominado por las condiciones hidrodinámicas o por las condiciones bioquímicas en los sedimentos. Esta herramienta permite comprender el comportamiento ecosistémico de los salares, el que puede ser utilizado como base para el desarrollo de medidas de manejo ecológico, como también una estimación preliminar del alimento disponible para la supervivencia de los seres vivos que habitan en estos lugares.

Si se logra caracterizar los sedimentos ($P(x, y)$, $r(x, y)$, $\delta_p(x, y)$) y se considera variabilidad en el coeficiente de transferencia ($k(x, y)$) causada por cambios en la turbulencia, en la topografía del fondo y en las condiciones del fluido; es posible caracterizar los flujos de OD a través de la interfaz agua-sedimentos ($J(x, y)$). Con este resultado, sumado a las ecuaciones de transporte en el cuerpo de agua y a los flujos de oxígeno a través de la interfaz aire-agua, es posible obtener la distribución de las concentraciones de oxígeno en el equilibrio. Sin embargo, para poder describir el comportamiento ecosistémico de los salares, es necesario ahondar en factores, dentro de los cuales se destacan: el efecto que tiene la temperatura en las tasas de consumo/producción, el efecto producto de las olas generadas por el viento en la luz incidente sobre la superficie de los sedimentos, la variabilidad temporal de los parámetros estudiados, cambios de la temperatura del fluido y efectos de la salinidad en la funcionalidad de los microorganismos presentes.

Por otra parte, es importante mencionar los logros obtenidos a través de los experimentos de prueba en el presente trabajo. En particular, a través del estudio del comportamiento de los microorganismos en los sedimentos, se generó una capa de microalgas necesaria para poder cuantificar la producción de oxígeno debido a la fotosíntesis. Previo a esto, fue necesario analizar los efectos de la temperatura en el proceso, en donde se obtuvo que el intervalo óptimo para el crecimiento de microalgas estaba entre 22-25°C para la experiencia realizada; y posteriormente, el estudio de la intensidad de luz y las condiciones nutritivas, las que permitieron el desarrollo de los microorganismos autótrofos utilizados en la experiencia. En este

último punto, se recomienda que para iniciar el crecimiento microbiano se utilice una muestra de agua procedente del lugar en donde se extrae la muestra de sedimentos. Gracias a los perfiles de oxígeno realizados en esta etapa, se logró determinar una metodología experimental adecuada para estudiar los flujos de oxígeno involucrados en el presente trabajo. Además, estos experimentos permitieron observar las dificultades del procesamiento de datos bajo la metodología propuesta por Nielsen *et al.* (1990), la que arroja tasas de producción/consumo muy sensibles a errores y/o grandes variaciones en las concentraciones del perfil de oxígeno. A partir de esta observación, una nueva metodología basada en el balance de masa a través de los sedimentos ha sido desarrollada y representa un producto importante de la memoria.

Los resultados obtenidos de las experiencias definitivas, permiten concluir que la metodología desarrollada es una herramienta útil para la predicción del flujo de OD a través de la interfaz en cuerpos de agua someros, independiente de la variabilidad presente en los parámetros involucrados. Además, permite considerar la variabilidad espacial de las tasas de producción en función de la profundidad a través del parámetro α y se logró determinar un intervalo en donde éste es válido si se considera una producción que decae exponencialmente con la profundidad.

Por otra parte, se logró validar los supuestos tomados al momento de desarrollar el modelo conceptual, tales como: concentración de oxígeno disuelto igual a cero en el final del perfil, concentración homogénea fuera de la subcapa difusiva y dos zonas con distintas tasas de consumo. Además, la metodología para calcular las tasas de producción en los sedimentos se logra respaldar con metodologías anteriores, generando una nueva herramienta para el cálculo de las mismas. Asimismo, se logró respaldar el comportamiento del oxígeno disuelto en los sedimentos con observaciones en microscopio; como también, relacionar el espesor de la capa de microalgas calculada a partir de los perfiles de OD y la observación bajo lupa.

A pesar de generar resultados que permiten la validación del modelo, no se observó algún patrón o correlación entre el coeficiente de transferencia de masa y las tasas de producción en función de la hidrodinámica. Aunque es necesario un mayor análisis en este punto, es posible inferir que la poca relación entre las características del flujo con el coeficiente de transferencia de masa, puede deberse a que la instalación experimental considera una longitud de sedimentos en la dirección del flujo pequeña (15cm), y sumado a una rugosidad heterogénea sobre los mismos, no permite el completo desarrollo de la subcapa difusiva. En cuanto a las tasas de producción, la diversa densidad de microalgas presentes en los puntos medidos y la distinta funcionalidad que pudieran tener cada especie, no permiten observar ninguna relación en función de la hidrodinámica. Cabe mencionar que, a pesar de estos problemas, la instalación experimental logra recrear las condiciones necesarias para estudiar los procesos involucrados en el presente estudio.

Con el objetivo de mejorar la representatividad de los resultados experimentales, se recomienda aumentar la superficie de sedimentos a estudiar, y así obtener un mayor desarrollo de la subcapa difusiva. Además, para tener una mayor precisión en la confección del perfil de oxígeno disuelto en los sedimentos, se recomienda cambiar los motores del sistema robótico por unos tipo “Stepper”, los que son de mayor precisión y entregan una mayor libertad para el movimiento de los sensores. En el caso de la observación de los primeros milímetros de los sedimentos es recomendable utilizar técnicas como las utilizadas por Jørgensen *et al.* (1983)

para no tener que alterar la muestra en pro de analizar la distribución de microorganismos en los sedimentos.

Bibliografía

- Arega, F., y Lee, J. H. W. 2005. Diffusional Mass Transfer at Sediment-Water Interface of Cylindrical Sediment Oxygen Demand Chamber. *Journal of Environmental Engineering*, **131**(5), 755–766.
- Atlas, R., y Bartha, R. 2002. *Ecología microbiana y microbiología ambiental*. Pearson Education.
- Blinn, D. W. 1993. Diatom community structure along physicochemical gradients in saline lakes. *Ecological Society of America*, **74**(4), 1246–1263.
- Briand, E., Pringault, O., Jacquet, S., y Torréton, J. P. 2004. The use of oxygen microprobes to measure bacterial respiration for determining bacterioplankton growth efficiency. *Limnology and Oceanography: Methods*, **2**, 406–416.
- Bryant, L. D., McGinnis, D. F, Lorrai, C., Brand, A., Little, J. C., y Wüest, A. 2010. Evaluating oxygen fluxes using microprofiles from both sides of the sediment-water interface. *Limnology and Oceanography: Methods*, **8**, 610–627.
- Clement, R. 1996. *Making hard decisions: an introduction to decision analysis*. Brooks/Cole.
- de la Fuente, A., y Niño, Y. 2010. Temporal and spatial features of the thermohydrodynamics of shallow salty lagoons in northern Chile. *Limnology and Oceanography*, **55**(1), 279–288.
- Demergasso, C., Chong, G., Galleguillos, P., Escudero, L., y Esteve, I. 2003. Tapetes microbianos del Salar de Lllamará, norte de Chile. *Revista Chilena de Historia Natural*, **76**, 485–499.
- Glade, A. 1993. *Libro Rojo de los vertebrados terrestres en Chile*. Corporación Nacional Forestal (CONAF).
- Hondzo, M. 1998. Dissolved oxygen transfer at the sediment-water interface in a turbulent flow. *Water Resources Research*, **34**(12), 3525.
- Hondzo, M., Feyaerts, T., Donovan, R., y O'Connor, B. L. 2005. Universal scaling of dissolved oxygen distribution at the sediment-water interface: A power law. *Limnology and Oceanography*, **50**(5), 1667–1676.
- Hurlbert, S. H., y Chang, C. C. 1983. Ornitholimnology: Effects of grazing by the Andean flamingo (*Phoenicoparrus andinus*). *Proceedings of the National Academy of Sciences of*

- the United States of America*, **80**(15), 4766–4769.
- Jørgensen, B. B., y Revsbech, N. P. 1985. Diffusive boundary layers and the oxygen uptake of sediments and detritus. *Limnology and Oceanography*, **30**(1), 111–122.
- Jørgensen, B. B., Revsbech, N. P., y Cohen, Y. 1983. Photosynthesis and structure of benthic microbial mats: Microelectrode and SEM studies of four cyanobacterial communities. *Limnology and Oceanography*, **28**(6), 1075–1093.
- Kühl, M., y Jørgensen, B. B. 1992. Microsensor measurements of sulfate reduction and sulfide oxidation in compact microbial communities of aerobic biofilms. *Applied an Environmental Microbiology*, **58**(4), 1164–1174.
- MacIntyre, H. L., y Cullen, J. J. 1995. Fine-scale vertical resolution of chlorophyll and photosynthetic parameters in shallow-water benthos. *Marine Ecology Progress Series*, **122**, 227–237.
- MacIntyre, H. L., Geider, R. J., y Miller, D. C. 1996. Microphytobenthos: The Ecological Role of the Secret Garden of Unvegetated, Shallow-Water Marine Habitats. I. Distribution, Abundance and Primary Production. *Estuarine Research Federation*, **19**(2), 186–201.
- Mandigan, M., Markino, J., Parker, J., y Brock, T. 2004. *Biología de Microorganismos*. Pearson Education Madrid.
- Miller, D. C., Geider, R. J., y MacIntyre, H. L. 1996. Microphytobenthos: The ecological role of the Secret Garden of unvegetated, shallow-wather marine habitats. II Role in sediment stability and shallow-water food webs. *Estuarine Research Federation*, **19**, 202–212.
- Moriasi, D. N., Arnold, J. G., Liew, M. W. Van., Bingner, R. L., Harmel, R. D., y Veith, T. L. 2007. Model Evaluation Guidelines fot Systematic Quantification of Accuracy in Watershed Simulation. *American Society of Agricultural and Biological Engineers*, **50**(3), 885–900.
- Nakamura, Y., y Stefan, H. G. 1994. Effect of flow velocity on sediment oxygen demand: Theory. *Journal of Environmental Engineering*, **120**(5), 996–1016.
- Nielsen, L. P., Christensen, P. B., Revsbech, N. P., y Sørensen, J. 1990. Denitrification and Oxygen Respiration in Biofilms Studied with a Microsensor for Nitrous Oxide and Oxygen. *Microbial Ecology*, **19**, 63–72.
- Nishihara, G. N., y Ackerman, J. D. 2007. On the determination of mass transfer in a concentration boundary layer. *Limnology and Oceanography: Methods*, **5**, 88–96.
- O'Connor, B. L., y Hondzo, M. 2008. Dissolved oxygen transfer to sediments by sweep and eject motions in aquatic environments. *Limnology and Oceanography*, **53**(2), 566–578.
- O'Connor, B. L., Hondzo, M., y Harvey, J. W. 2009. Incorporating Both Physical and Kinetic Limitations in Quantifying Dissolved Oxygen Flux to Aquatic Sediments. *Journal of Environmental Engineering*, **135**(12), 1304–1314.

- Odum, H. 1955. Primary Production in Flowing Waters. *Limnology and Oceanography*, **1**(2), 102–117.
- Ordóñez, C., Pérez, R., y de la Fuente, A. 2013. Experimental study of flow and diffusional mass transfer coefficient across the water-sediment interface determined by wind blowing an extremely shallow lagoon. *XXXV IARH World Congress. Chengdu, China*.
- Poisson, A., Gadhouni, M., y Morcos, S. 1991. Salinity and density of seawater: Tables for high salinities (42 to 50). *Unesco technical papers in marine science*.
- Rayo, S. 2009. Estudio experimental del efecto del viento en la tasa de reaeración en un estanque agitado. *Tesis para optar al grado de Magíster en Ciencias de la Ingeniería mención Recursos Hídricos y Medio Ambiente. Departamento de Ingeniería Civil, Universidad de Chile*.
- Reiher, C., de la Fuente, A., Niño, Y., y Contreras, M. 2005. Numerical and field study of oxygen exchange at the sediment/water interface of shallow flow in salt lake of Northern Chile. *XXXI Congress IAHR. Seoul, Korea*.
- Revsbech, N. P. 1989. An oxygen microsensor with a guard cathode. *Limnology and Oceanography*, **34**(2), 474–478.
- Revsbech, N. P., Jørgensen, B. B., y Brix, O. 1981. Primary production of microalgae in sediments measured by oxygen microprofile, $\text{H}^{14}\text{CO}_3^-$ fixation, and oxygen exchange methods. *Limnology and Oceanography*, **26**(4), 717–730.
- Røy, H., Huettel, M., y Jørgensen, B. B. 2004. Transmission of oxygen concentration fluctuations through the diffusive boundary layer overlying aquatic sediments. *Limnology and Oceanography*, **49**(3), 686–692.
- Smith, R. L., Smith, T. M., Mezquita, F., Aparici, E., y Armengol, J. 2001. *Ecología*. Addison Wesley Madrid, España.
- Steinberger, N., y Hondzo, M. 1999. Diffusional mass transfer at sediment-water interface. *Journal of Environmental Engineering*, **125**(2), 192–200.
- Tamburrino, A., y Gulliver, J. S. 2002. Free-surface turbulence and mass transfer in a channel flow. *AIChE Journal*, **48**(12), 2732–2743.
- Wetzel, R. 2001. *Limnology*. Omega.

Appendices

Apéndice A

Anexo: Resultados Experimentales

Tabla A.1: Condiciones experimentales para casos con luz encendida.

Experimento	T (C)	Sal (ppt)	D (m^2d^{-1})	C_{sat} (gm^{-3})	u_{*a} (cms^{-1})	u_{*w} (cms^{-1})
H3V0LP_1	25,02	0,99	2,08E-04	7,67	0,00	0.00
H3V0LP_2	25,22	0,99	2,09E-04	7,64	0,00	0.00
H3V0LP_3	25,31	1,00	2,10E-04	7,63	0,00	0.00
H3V20LP_1	24,88	0,98	2,07E-04	7,69	3,55	0.12
H3V20LP_2	25,09	0,97	2,08E-04	7,66	3,34	0.12
H3V20LP_3	24,88	0,96	2,07E-04	7,69	2,95	0.10
H3V30LP_1	24,36	0,98	2,05E-04	7,76	7,90	0.27
H3V30LP_2	24,93	0,98	2,08E-04	7,68	6,91	0.24
H3V30LP_3	24,93	0,99	2,08E-04	7,68	7,72	0.27
H3V40LP_1	24,01	0,98	2,03E-04	7,81	7,57	0.26
H3V40LP_2	23,86	0,97	2,02E-04	7,84	8,09	0.28
H3V40LP_3	23,83	0,97	2,02E-04	7,84	8,19	0.28
H5V0LP_1	24,15	0,79	2,03E-04	7,80	0,00	0.00
H5V0LP_2	24,23	0,79	2,04E-04	7,79	0,00	0.00
H5V0LP_3	24,28	0,79	2,04E-04	7,78	0,00	0.00
H5V20LP_1	24,31	0,80	2,04E-04	7,78	3,59	0.12
H5V20LP_2	23,83	0,79	2,02E-04	7,85	3,33	0.12
H5V20LP_3	23,62	0,80	2,01E-04	7,88	3,81	0.13
H5V30LP_1	24,28	0,78	2,04E-04	7,78	5,05	0.18
H5V30LP_2	24,80	0,80	2,07E-04	7,71	4,60	0.16
H5V30LP_3	24,93	0,80	2,08E-04	7,69	5,31	0.18
H5V40LP_1	24,19	0,76	2,04E-04	7,80	5,45	0.19
H5V40LP_2	24,07	0,78	2,03E-04	7,81	5,48	0.19
H5V40LP_3	24,07	0,77	2,03E-04	7,81	5,63	0.19

Tabla A.2: Resultados extraídos del procesamiento de los perfiles de oxígeno para experimentos con luz encendida.

Experimento	r_1 ($\text{gm}^{-3}\text{d}^{-1}$)	k (md^{-1})	C_s (gm^{-3})	C_∞ (gm^{-3})	δ_p (mm)
H3V0LP_1	204,44	0,42	10,81	7,54	1,52
H3V0LP_2	188,27	0,55	10,30	7,62	1,46
H3V0LP_3	177,25	0,58	11,01	7,65	0,67
H3V20LP_1	209,65	0,45	9,77	7,73	0,70
H3V20LP_2	187,33	0,51	10,45	7,49	0,67
H3V20LP_3	197,95	0,42	10,73	7,51	0,76
H3V30LP_1	306,14	0,74	9,92	7,73	1,04
H3V30LP_2	295,31	0,56	10,66	7,67	1,19
H3V30LP_3	218,04	0,34	10,49	7,56	1,50
H3V40LP_1	255,46	0,40	9,04	7,61	0,68
H3V40LP_2	292,07	0,96	8,65	7,69	1,25
H3V40LP_3	261,14	0,78	8,79	7,78	0,51
H5V0LP_1	140,24	0,53	12,60	8,12	0,79
H5V0LP_2	196,18	0,17	14,28	7,88	0,59
H5V0LP_3	150,51	0,38	11,86	7,95	1,18
H5V20LP_1	202,81	0,73	9,41	7,82	1,32
H5V20LP_2	294,47	0,33	10,72	7,91	0,92
H5V20LP_3	214,54	0,39	11,55	7,95	0,67
H5V30LP_1	262,12	0,44	11,17	8,01	0,84
H5V30LP_2	252,71	0,53	9,49	7,96	1,04
H5V30LP_3	254,76	0,45	11,48	7,83	0,70
H5V40LP_1	188,10	0,51	9,33	8,16	1,34
H5V40LP_2	150,80	0,53	9,43	7,95	0,77
H5V40LP_3	176,20	0,57	10,07	7,98	0,97

Tabla A.3: Condiciones experimentales para perfiles con luz apagada.

Experimento	T (C)	Sal (ppt)	D (m²d⁻¹)	C_{sat} (gm⁻³)	u_{*a} (cms⁻¹)	u_{*a} (cms⁻¹)
H3V0LA_1	25,11	0,98	2,09E-04	7,66	0,00	0.00
H3V0LA_2	25,21	0,97	2,09E-04	7,64	0,00	0.00
H3V0LA_3	25,30	0,97	2,10E-04	7,63	0,00	0.00
H3V20LA_1	24,95	0,98	2,08E-04	7,68	2,50	0.09
H3V20LA_2	24,91	0,98	2,07E-04	7,68	3,08	0.11
H3V20LA_3	24,90	0,99	2,07E-04	7,69	3,37	0.12
H3V30LA_1	24,19	0,95	2,04E-04	7,79	5,57	0.19
H3V30LA_2	24,44	0,97	2,05E-04	7,75	5,10	0.18
H3V30LA_3	24,73	0,98	2,07E-04	7,71	5,91	0.20
H3V40LA_1	23,86	0,95	2,02E-04	7,84	7,27	0.25
H3V40LA_2	23,86	0,96	2,02E-04	7,84	6,85	0.24
H3V40LA_3	24,44	0,96	2,05E-04	7,75	6,96	0.24
H5V0LA_1	24,47	0,80	2,05E-04	7,76	0,00	0.00
H5V0LA_2	24,59	0,80	2,06E-04	7,74	0,00	0.00
H5V20LA_1	24,31	0,80	2,04E-04	7,78	3,81	0.13
H5V20LA_2	24,25	0,80	2,04E-04	7,79	3,72	0.13
H5V20LA_3	24,21	0,80	2,04E-04	7,79	3,53	0.12
H5V30LA_1	24,49	0,80	2,05E-04	7,75	4,98	0.17
H5V30LA_2	24,80	0,80	2,07E-04	7,71	4,94	0.17
H5V30LA_3	24,93	0,80	2,08E-04	7,69	5,04	0.17
H5V40LA_1	23,84	0,80	2,02E-04	7,85	5,40	0.19
H5V40LA_2	24,09	0,80	2,03E-04	7,81	5,88	0.20
H5V40LA_3	24,19	0,80	2,04E-04	7,80	5,99	0.21

Tabla A.4: Resultados extraídos del procesamiento de los perfiles de oxígeno para experimentos con luz encendida.

Experimento	r_2 ($\text{gm}^{-3}\text{d}^{-1}$)	r_1 ($\text{gm}^{-3}\text{d}^{-1}$)	k (md^{-1})	C_s (gm^{-3})	C_∞ (gm^{-3})
H3V0LA_1	-	1335,26	0,39	4,03	7,49
H3V0LA_2	-	1298,90	0,36	3,82	7,73
H3V0LA_3	-	1348,65	0,21	2,34	7,57
H3V20LA_1	2,11	1121,66	0,57	4,69	7,63
H3V20LA_2	-	1061,52	0,42	4,59	7,72
H3V20LA_3	-	1637,75	0,40	3,79	7,62
H3V30LA_1	-	3072,57	0,36	3,18	7,76
H3V30LA_2	-	2993,57	0,45	3,66	7,58
H3V30LA_3	-	571,17	0,19	2,73	7,68
H3V40LA_2	-	735,31	0,20	3,14	7,91
H3V40LA_3	-	1412,38	0,31	3,39	7,93
H3V40LA_4	79,28	843,18	0,43	4,90	7,80
H5V0LA_1	-	1687,86	0,48	4,01	7,73
H5V0LA_2	-	1064,12	0,14	1,65	7,66
H5V20LA_1	-	903,35	0,13	1,53	7,77
H5V20LA_2	-	1888,45	0,33	3,34	7,77
H5V20LA_3	-	1750,94	0,51	4,57	7,67
H5V30LA_1	220,44	687,76	0,49	5,94	7,96
H5V30LA_2	391,81	563,33	0,36	4,52	7,87
H5V30LA_3	620,18	819,64	0,27	3,54	7,87
H5V40LA_1	-	843,17	0,23	3,16	8,15
H5V40LA_2	-	688,37	0,23	3,45	8,19
H5V40LA_3	342,52	1055,00	0,44	5,20	8,04

Tabla A.5: Resultados de los flujos de oxígeno a través de los perfiles para los casos con luz encendida.

Experimento	SOD ($\text{gO}_2\text{m}^{-2}\text{d}^{-1}$)	J ($\text{gO}_2\text{m}^{-2}\text{d}^{-1}$)	P_{ef} ($\text{gO}_2\text{m}^{-2}\text{d}^{-1}$)
H3V0LP_1	-0,82	1,37	1,88
H3V0LP_2	-0,81	1,48	2,00
H3V0LP_3	-0,90	1,96	2,40
H3V20LP_1	-0,88	0,93	1,87
H3V20LP_2	-0,89	1,51	2,16
H3V20LP_3	-0,90	1,36	2,44
H3V30LP_1	-1,02	1,62	2,33
H3V30LP_2	-1,06	1,67	2,40
H3V30LP_3	-0,90	0,99	2,00
H3V40LP_1	-0,90	0,58	1,45
H3V40LP_2	-0,86	0,92	1,50
H3V40LP_3	-0,91	0,78	1,66
H5V0LP_1	-0,81	2,03	2,45
H5V0LP_2	-1,01	1,07	1,91
H5V0LP_3	-0,79	1,48	2,18
H5V20LP_1	-0,86	1,16	1,80
H5V20LP_2	-1,14	0,93	2,12
H5V20LP_3	-0,94	1,40	2,07
H5V30LP_1	-1,03	1,38	2,72
H5V30LP_2	-1,01	0,80	1,89
H5V30LP_3	-1,10	1,64	2,50
H5V40LP_1	-0,71	0,60	1,18
H5V40LP_2	-0,69	0,78	1,36
H5V40LP_3	-0,73	1,19	2,02

Tabla A.6: Resultados de los flujos de oxígeno a través de los perfiles para los casos con luz apagada.

Experimento	SOD ($\text{gO}_2\text{m}^{-2}\text{d}^{-1}$)	J ($\text{gO}_2\text{m}^{-2}\text{d}^{-1}$)
H3V0C4LA_1	-1,35	-1,33
H3V0C4LA_2	-1,30	-1,43
H3V0C4LA_3	-1,04	-1,08
H3V20C4LA_1	-1,29	-1,68
H3V20C4LA_2	-1,28	-1,31
H3V20C4LA_3	-1,44	-1,54
H3V30C8LA_1	-1,80	-1,65
H3V30C8LA_2	-1,91	-1,75
H3V30C8LA_3	-0,72	-0,94
H3V40C8LA_2	-0,87	-0,96
H3V40C8LA_3	-1,25	-1,39
H3V40C8LA_4	-1,09	-1,24
H5V0C4LA_2	-1,50	-1,78
H5V0C4LA_3	-0,77	-0,81
H5V20C4LA_1	-0,68	-0,83
H5V20C4LA_2	-1,44	-1,45
H5V20C4LA_3	-1,63	-1,58
H5V30C8LA_1	-1,08	-0,98
H5V30C8LA_2	-0,91	-1,21
H5V30C8LA_3	-0,99	-1,16
H5V40C8LA_1	-0,93	-1,13
H5V40C8LA_2	-0,88	-1,07
H5V40C8LA_3	-1,33	-1,25

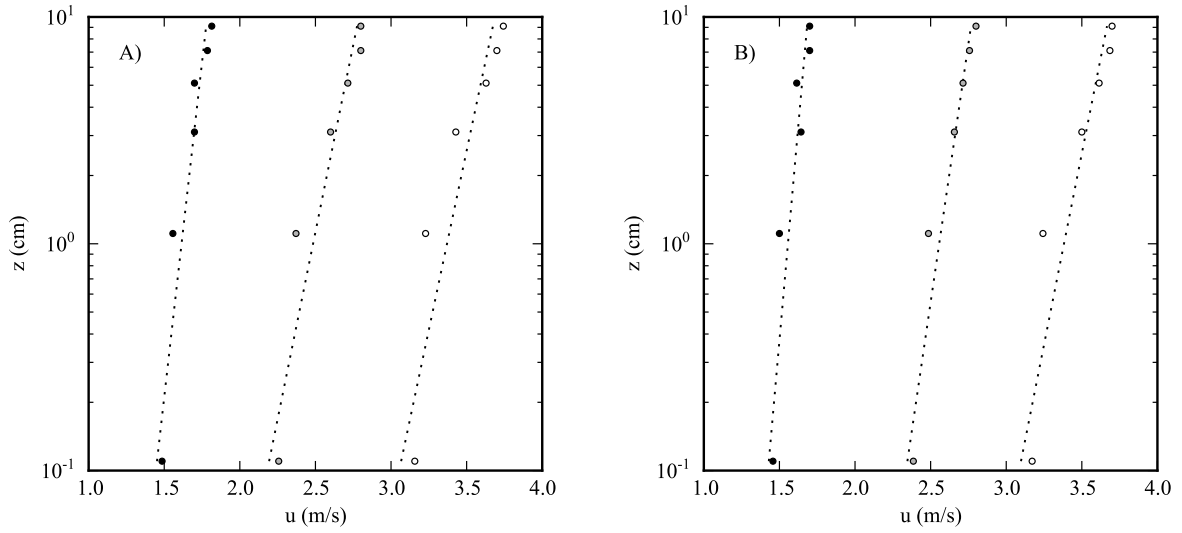


Figura A.1: Perfiles logarítmicos para las distintas velocidades del viento para casos con $H=3$ cm. Los círculos son las mediciones realizadas y la línea punteada es el ajuste realizado. A) Luz encendida y B) Luz apagada.

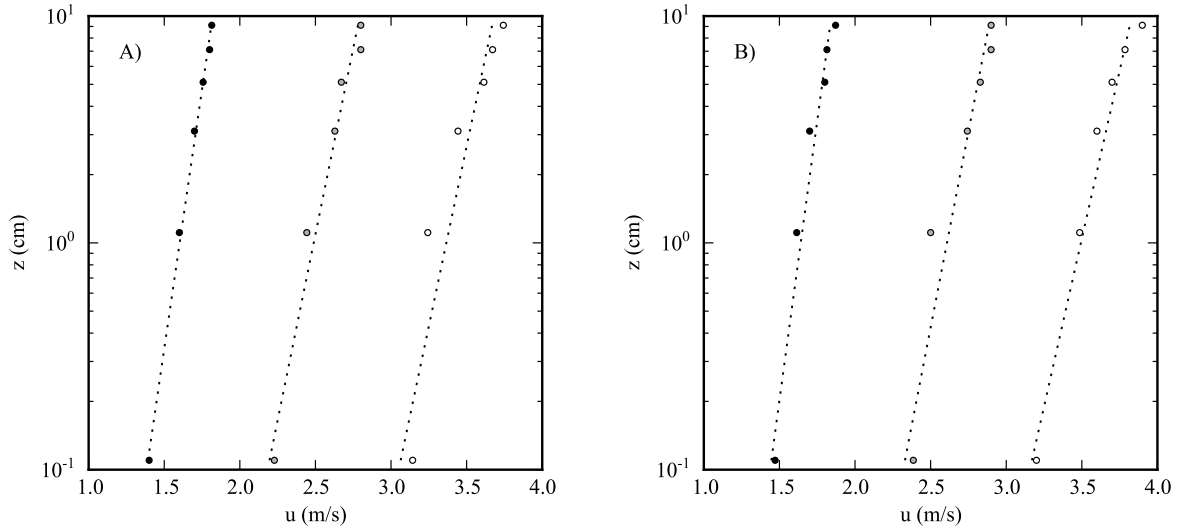


Figura A.2: Perfiles logarítmicos para las distintas velocidades del viento para casos con $H=5$ cm. Los círculos son las mediciones realizadas y la línea punteada es el ajuste realizado. A) Luz encendida y B) Luz apagada.